



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO NORTE
CENTRO DE BIOCIÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
MESTRADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

MARIANY PATRÍCIA WANDERLEY DE MACÊDO

Parasitas de importância para a caprinocultura e a ovinocultura potiguar

NATAL/RN

2015

MARIANY PATRÍCIA WANDERLEY DE MACÊDO

Parasitos de importância para a caprinocultura e a ovinocultura potiguar

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, do Centro de Biociências, da Universidade Federal do Rio Grande do Norte, como parte dos requisitos para obtenção do título de mestre em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Valter Ferreira de Andrade Neto.

Coorientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima de Souza.

NATAL/RN

2015

Catálogo da Publicação na Fonte. UFRN / Biblioteca Setorial do Centro de
Biociências

Macêdo, Mariany Patrícia Wanderley de.

Parasitas de importância para a caprinocultura e a ovinocultura potiguar / Mariany Patrícia Wanderley de Macêdo. – Natal, RN, 2015.

65 f.: il.

Orientador: Prof. Dr. Valter Ferreira de Andrade Neto.

Coorientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima de Souza

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas.

1. *Toxoplasma gondii*. – Dissertação. 2. *Eimeria*. – Dissertação. 3. Elisa. – Dissertação. I. Andrade Neto, Valter Ferreira de. II. Souza, Maria de Fátima de. III. Universidade Federal do Rio Grande do Norte. IV. Título.

RN/UF/BSE-CB

CDU 616.993.1

MARIANY PATRÍCIA WANDERLEY DE MACÊDO

Parasitos de importância para a caprinocultura e ovinocultura potiguar

Dissertação apresentada pela aluna **Mariany Patrícia Wanderley de Macêdo** ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, do Centro de Biociências, da Universidade Federal do Rio Grande do Norte, julgada, adequada e aprovada pelos membros da banca examinadora, na sua redação final, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas.

MEMBROS DA BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Valter Ferreira de Andrade Neto, **Orientador**
UFRN - DMP/CB

Prof. Dr. Aurino Alves Simplício, **Examinador**
Pesquisador da EMPARN

Profa. Dra. Maria de Fátima de Souza, **Examinadora**
UFRN - DMP/CB

Profa. Dra. Lilian Giotto Zarus de Medeiros, **Examinadora**
UFRN - DMP/CB

NATAL-RN

2015

Dedico esta dissertação à minha avó Dirce (in memoriam), à minha querida tia Terezinha (in memoriam), aos meus pais, Mariano Pitomba de Macêdo e Maria da Salete Soares Wanderley de Macêdo e aos meus irmãos, Márcio Bruno, Monalliza e Monique.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo dom da vida e por ter me dado forças para chegar até aqui.

Aos meus pais, Mariano e Maria da Salete, pelo incentivo, pelos ensinamentos, pela importância que deram à minha educação, pelo carinho e por terem acreditado em mim em todos os momentos.

À minha sempre lembrada, tia Terezinha, pelo apoio, acolhimento e pelo cuidado de mãe que me destes durante dez anos. Sei que onde quer que estejas continuarás torcendo por mim. Para sempre serei grata, jamais te esquecerei!

Aos meus irmãos, pela importância que têm em minha vida, pelas boas lembranças desde a infância e por sempre torcerem pela minha vitória.

Ao meu tio João, por me acolher em sua casa e me dá oportunidade de continuar esta jornada.

Às minhas primas, Paula, Patrícia e Priscilla, pela convivência diária e fraterna.

Aos Primos Filipe e Diego por todas as vezes que me disseram palavras de força as quais me estimularam a continuar.

Às minhas tias Fátima e Iracema, por terem me oferecido apoio no momento em que precisei.

À Profa. Dra. Maria de Fátima de Souza, minha mãe acadêmica, pela co-orientação, pela amizade, pelas conversas, pela paciência, pelos conselhos; por todas as vezes que me disse: "Vai dar tudo certo!". A senhora não tem ideia do quanto me acalmava ouvir aquelas palavras. Foi graças ao seu incentivo que decidi iniciar este trabalho.

Ao professor Dr. Valter Ferreira de Andrade Neto, pela ajuda concedida e por aceitar me orientar, lhe sou muito grata.

Aos professores Hugo Alexandre e Elizeu Antunes, do Departamento de Bioquímica, por cederem seus laboratórios para a realização de parte dos testes realizados neste trabalho.

Às minhas queridas amigas e companheiras de laboratório, Alana, Ana Beatriz, Jully e Jussara, que minimizaram as dificuldades encontradas ao longo deste caminho. Pelos momentos de descontração durante o processamento das amostras, pela companhia, pelas conversas, pela disponibilidade em me ensinar as técnicas e ajudar a executá-las. Não tenho dúvidas de que sem vocês teria sido mais difícil.

Às minhas amigas Edilena e Andréia pela preocupação e pela torcida durante o desenvolvimento deste trabalho.

Ao meu amigo Éric Oliveira pela ajuda com a tradução do resumo deste trabalho, a Cláudio Bruno e Valber Meira pelas orientações para a execução do teste ELISA.

Ao técnico Edson Santana pelo grande apoio oferecido durante as viagens a campo, aos dirigentes da EMPARN e funcionários das Estações Experimentais desta Empresa e aos proprietários que disponibilizaram seus rebanhos para que as coletas acontecessem.

À CAPES pelo apoio financeiro.

Finalmente, a todos aqueles que contribuíram direta ou indiretamente para a concretização deste projeto. A vocês, meu muito obrigada!

"Conhecimento não é aquilo que você sabe, mas o que você faz com aquilo que você sabe." - Aldous Huxley

Resumo

A caprinocultura e a ovinocultura mostram-se como atividades agropecuárias de grande importância para o semiárido nordestino. No entanto, a produção de caprinos e ovinos se faz com várias dificuldades. Dentre elas as infecções parasitárias, em especial as helmintoses do trato gastrointestinal, a eimeriose e a toxoplasmose; esta relacionada com problemas na reprodução. Em virtude disso, este trabalho teve como objetivo fazer o levantamento da ocorrência e de alguns determinantes das parasitoses que acometem os rebanhos de pequenos ruminantes das microrregiões Natal, Macaíba, Litoral Sul, Angicos, Vale do Açu e Borborema Potiguar. Para isso foram aplicados instrumentos epidemiológicos com produtores, tratadores ou responsáveis pelos rebanhos e também realizadas colheitas de amostras de sangue e fezes dos animais em oito propriedades, localizadas em sete municípios dessas microrregiões. A carga parasitária dos animais foi determinada através da contagem de ovos e oocistos por grama de fezes OPG e OoPG, respectivamente. Além disso, foi feita a recuperação de larvas infectantes. Com as amostras de sangue foram feitas a mensuração do volume globular e a pesquisa de IgG anti-*Toxoplasma gondii* soro sanguíneo dos ovinos, por meio do teste imunoenzimático (ELISA). Para as variáveis discretas, a análise estatística foi feita por regressão de Poisson, com nível de significância menor que 0,05. A análise dos instrumentos epidemiológicos permitiu observar que a ivermectina é o anti-helmíntico utilizado em 85,71% das propriedades. Do total de amostras de fezes dos ovinos (n=179) 53,07% apresentaram positividade para ovos de helminto e 48,04% mostraram-se positivas para oocistos de *Eimeria*. Das amostras de fezes dos caprinos (n=133), 72,18% foram positivas para ovos de helmintos e 96,99% para oocistos de *Eimeria*. A menor contagem de OPG e de OoPG foi observada na microrregião Angicos. A maior contagem de OPG foi encontrada na microrregião Litoral Sul e a de OoPG na microrregião Borborema Potiguar. Para ambos os casos, a diferença foi estatisticamente significativa ($p \leq 0,000$). O gênero de helminto mais prevalente foi *Haemonchus*, presente em 49,87% dos ovinos e em 80,42% dos caprinos. A média do hematócrito variou de 22,91 a 33,25 nos ovinos e de 22,62 a 28,25 nos caprinos. A prevalência de IgG anti-*Toxoplasma gondii* variou de 63,33% a 100,00%. Os caprinos mostraram-se mais susceptíveis às infecções por parasitos do trato gastrointestinal do que os ovinos. Em todas as propriedades foi observada elevada prevalência de infecção por *T. gondii*, sendo as menores porcentagens registradas nas microrregiões Angicos e Borborema Potiguar.

Palavras-chave: *Eimeria*. *Haemonchus*. *Toxoplasma gondii*. ELISA. OPG.

Abstract

The goat and sheep industry shows up as an agricultural activity of great importance for the semiarid Northeast. However, the sheep and goats production is made with various difficulties. Among them, parasitic infections, particularly helminth infections of the gastrointestinal tract, the eimeriosis and toxoplasmosis; this one related to problems in reproduction. For this reason, the aim of this study is to to make a survey of the occurrence and some determinants of parasitic diseases that affect small ruminant flocks of the micro-regions Natal, Macaíba, Litoral Sul, Angicos, Vale do Açu and Borborema Potiguar. Thereunto, epidemiological tools were applied with producers, keepers or guardians of herds and also held collections of blood and feces of animals in eight properties located in seven municipalities of these micro-regions. The parasite load of the animals was determined through eggs and oocysts counting per gram of feces EPG and OPG, respectively. In addition, the recovery of infective larvae was made. Blood samples were used to measure the globular cell volume and the search for anti-*Toxoplasma gondii* IgG in sheep serum, by Enzyme Linked Immune Sorbent Assay (ELISA). For categorical variables, the statistical analysis was performed using Poisson regression, with significance level of 0.05. The analysis of the instruments showed that ivermectin is the anthelmintic used in 85,71% of properties. From the total of feces samples of the sheep (n = 179), 53,07% were positive for helminth eggs and 48,04% were positive for oocysts of *Eimeria*. From the samples of faeces of goats (n = 133), 72,18% were positive for helminth eggs and 96,99% for oocysts of *Eimeria*. The lowest EPG and OPG count was observed in the micro region of Angicos. Most of the EPG count was found in the micro region Litoral Sul and the OPG count in the micro-region Borborema Potiguar. Both cases the difference was statistically significant (p-value $\leq 0,000$) The most prevalent helminth genus found was *Haemonchus*, present in 49,87% of the sheep and 80,42% of goats. The average of hematocrit ranged from 22,91 to 33,25 in sheep and from 22,62 to 28,25 in goats. The prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* IgG ranged from 63,33% to 100,00%. The goats showed to be more susceptible to infections by parasites of the gastrointestinal tract than the sheep. In all the properties was observed high prevalence of infection by *T. gondii*, with the lowest percentages recorded in the micro regions Angicos and Borborema Potiguar.

Key-words: *Eimeria*. *Haemonchus*. *Toxoplasma gondii*. ELISA. EPG.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Ciclo de vida genérico de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes.....	18
FIGURA 2 - Ciclo de vida de eimerídeos	24
FIGURA 3 - Ciclo de vida do <i>Toxoplasma gondii</i>	27

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Médias e prevalências de ovos e oocistos recuperados em rebanhos ovinos	37
TABELA 2 - Médias e prevalências de ovos e oocistos recuperados dos rebanhos caprinos	38
TABELA 3 - Níveis de infecção por nematoides dos rebanhos ovinos	38
TABELA 4 - Níveis de infecção por nematoides dos rebanhos caprinos	39
TABELA 5 - Larvas de nematoides obtidas das coproculturas nos rebanhos ovinos ..	40
TABELA 6 - Larvas de nematoides obtidas das coproculturas dos rebanhos caprinos.	40
TABELA 7 - Média do volume globular e porcentagem de ovinos com valores abaixo da referência.....	41
TABELA 8 - Média do volume globular e porcentagem de caprinos com valores abaixo da referência.....	41
TABELA 9 - Porcentagem de ovinos positivos para IgG contra <i>T. gondii</i> pelo ensaio imunoenzimático (ELISA)	42

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	15
1.1 ASPECTOS DA BIOLOGIA DOS NEMATOIDES GASTRINTESTINAIS DE PEQUENOS RUMINANTES.....	17
1.2 EPIDEMIOLOGIA DAS INFECÇÕES POR NEMATOIDES INTESTINAIS	19
1.3 COMPORTAMENTO DOS ANIMAIS FRENTE ÀS INFECÇÕES POR NEMATOIDES	21
1.4 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE.....	22
1.5 ASPECTOS DA BIOLOGIA DE <i>Eimeria</i>	23
1.6 EPIDEMIOLOGIA DA EIMERIOSE	25
1.7 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE.....	25
1.8 ASPECTOS DA BIOLOGIA DE <i>Toxoplasma gondii</i>	26
1.9 EPIDEMIOLOGIA DA TOXOPLASMOSE	29
1.10 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE	30
1.11 OBJETIVO GERAL	30
1.11.1 Objetivos específicos	31
2. MATERIAL E MÉTODOS	31
2.1. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	31
2.2 APLICAÇÃO DE QUESTIONÁRIOS	32
2.3 COLHEITAS E PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS BIOLÓGICAS.....	32
2.3.1. Determinação da carga parasitária por nematoides do trato gastrintestinal	33
2.3.2. Determinação dos gêneros de nematoides gastrintestinais	33
2.3.3 Determinação do volume globular	34
2.3.4 Enzime Linked Immunosorbent Assay (ELISA) para detecção de anticorpos IgG anti – <i>T. gondii</i>.	35
2.3.5 Análise estatística dos dados	36
3 RESULTADOS	37
3.1 DADOS EPIDEMIOLÓGICOS DAS UNIDADES PRODUTIVAS	37

3.2. CARGA PARASITÁRIA DE NEMATÓIDES DO TRATO GASTRINTESTINAL E Eimeria	37
3.3 GÊNEROS DE NEMATÓIDES GASTRINTESTINAIS.....	39
4 DISCUSSÃO	42
REFERÊNCIAS	46
APÊNDICES.....	54

1 INTRODUÇÃO

A criação de ovinos e caprinos na região Nordeste do Brasil tem sido praticada desde a colonização. Isso possivelmente deve-se ao fato desses animais serem mais adaptados às condições ambientais e climáticas predominantes, em particular, na zona semiárida da Região, do que a maioria dos animais de outras espécies. A vegetação predominante na região Nordeste é a caatinga, a qual é usada como principal fonte de alimento para os rebanhos. Caprinos e ovinos apresentam bom aproveitamento da vegetação desse bioma, mantendo o peso vivo ou mesmo ganhando peso durante a época seca. No entanto, nesta época o uso da caatinga como fonte única de alimento pode limitar o potencial produtivo dos animais (ARAÚJO FILHO et al., 2002; SILVA et al., 2006).

A caprinocultura e a ovinocultura são atividades agropecuárias de grande importância, econômica e social, para os produtores, particularmente aqueles que mantêm suas atividades produtivas no semiárido nordestino. Apesar de apresentar limitações como irregularidade de precipitações pluviárias e altas temperaturas, dentre outras, o Nordeste do Brasil é destaque na exploração dos pequenos ruminantes, sobretudo caprinos e ovinos. O efetivo ovino brasileiro é de 16,789 milhões de cabeças e o Nordeste detém 55,5% deste total. No que concerne aos caprinos, o efetivo corresponde a 8.646,463 de cabeças (IBGE, 2012).

Significativa parcela do sucesso das duas explorações é vinculada a adaptação desses animais às condições edafoclimáticas regionais (GOULART; FAVERO, 2011). Além disso, essas atividades são opções agropecuárias favoráveis para gerar desenvolvimento econômico e auferir benefícios sociais na região Nordeste. Dentre as razões podem-se destacar: a adequação aos agro-ecossistemas, particularmente da zona semiárida; menor necessidade de capital para implementação da atividade; capacidade de acumulação de renda em pequena escala; elevado potencial de geração de ocupações produtivas e fácil apropriação sociocultural (HOLANDA-JÚNIOR; MARTINS, 2007).

A caprinocultura e a ovinocultura, em especial na zona semiárida, além de contribuir economicamente, constituem fontes de proteína para a alimentação dos produtores de base familiar que exploram esses animais.

Estima-se que as duas atividades estão presentes, em maior ou menor escala, em mais de um milhão de estabelecimentos rurais na região (MOREIRA; GUIMARÃES FILHO, 2011). Ainda, essas atividades têm papel importante na produção de insumos e matérias-primas para diversos setores da economia, dentre eles, a fruticultura, a horticultura, a indústria, o artesanato e o turismo rural. Isto leva a necessidade de mais apropriação e geração de conhecimentos e tecnologias (ALVES, 2005). Em geral, no semiárido, caprinos e ovinos são criados concomitantemente em manejo análogo do ponto de vista alimentar, da nutrição, da promoção da saúde e reprodutivo, podendo haver predominância de uma ou outra espécie, devido a fatores naturais tais como, tipo de caatinga, uso mais intensivo de pastos cultivados, entre outros (MOREIRA; GUIMARÃES FILHO, 2011).

No Rio Grande do Norte, apesar de promissoras, as cadeias produtivas das duas atividades são desorganizadas e apresentam problemas que envolvem as instituições públicas e privadas que decidem pela exploração dos caprinos e ovinos. Além da questão cultural, outros aspectos acabam por prejudicar os elos de produção e consumo. Destaca-se a fragilidade e informalidade da comercialização; a deficiência no manejo da promoção da saúde e a oferta de produtos, em quantidade e qualidade, aquém da demanda, o que torna a importação uma alternativa inevitável para atender as necessidades do mercado interno (GOULART; FAVERO, 2011). Quanto ao manejo da promoção da saúde merece destaque o controle das ecto e endoparasitoses, em particular, destas em função dos prejuízos econômicos que causam (VIEIRA, 2005).

As helmintoses do trato gastrointestinal e a eimeriose são exemplos de endoparasitoses que apresentam importância econômica na exploração dos pequenos ruminantes. Estas têm como agentes etiológicos, os nematoides pertencentes à família Trichostrongylidae e protozoários do gênero *Eimeria*, respectivamente (SILVA et al., 2011; SOUZA et al., 2013; VIEIRA, 2005).

A sintomatologia clássica inclui a falta de apetite, perda de peso, pelo sem brilho, edema submandibular e diarreia, podendo haver variações de acordo com a espécie prevalente (COSTA; VIEIRA, 1984; VIEIRA et al., 1989).

A Eimeriose também chamada de coccidiose é uma doença que tem como características alterações intestinais, redução do apetite e do desenvolvimento corporal(LIMA, 2004; VIEIRA, 2005).

Outro parasito interno de ocorrência comum nos pequenos ruminantes domésticos é *Toxoplasma gondii*, o qual está relacionado a perdas econômicas por afetar diretamente a reprodução dos caprinos e ovinos. O parasito tem sido descrito como causa de abortamentonesses animais (UNZAGA et al., 2014; BUXTON, 1998).

Diversas são as formas de manifestação do parasitismo nos rebanhos caprinos e ovinos as quais variam conforme as espécies, a intensidade de infecção e a categoria e/ou estado fisiológico e de nutrição do hospedeiro. As parasitoses geram impacto negativo sobre a produção por ter como consequência o atraso no desenvolvimento ponderal e o aumento da mortalidade nos hospedeiros mais suscetíveis (REINECKE, 1989; VIEIRA, 2005).

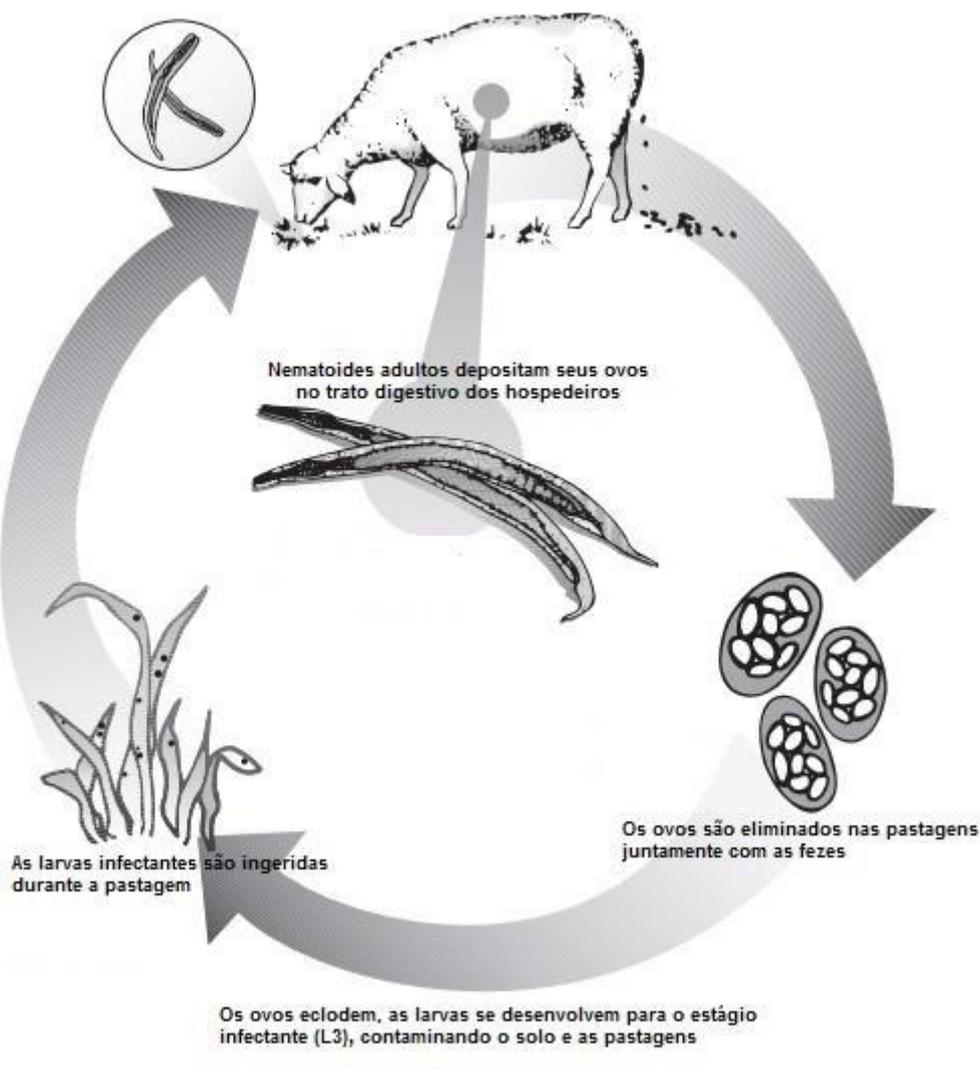
1.1 ASPECTOS DA BIOLOGIA DOS NEMATOIDES GASTRINTESTINAIS DE PEQUENOS RUMINANTES

Estudos desenvolvidos no Nordeste, incluindo a zona semiárida, mostram que as espécies mais comumente encontradas são:*Haemonchus contortus* e *Trichostrongylus axei*, parasitando o abomaso; *Cooperia pectinata*, *Cooperia punctata*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Strongyloides papillosus*, *Moniezia expansa*, *Bunostomum trigonocephalum*, os quais parasitam o intestino delgado e *Oesophagostomum* sp., *Skrjabinema ovis* e *Trichuris* sp., parasitos do intestino grosso (COSTA; VIEIRA, 1984; SOUZA et al., 2013).

Do ponto de vista econômico, *H. contortus*, *T. colubriformis*, *S. papillosus* e *O. colubianum* são as espécies mais relevantes levando-se em consideração a maior prevalência e intensidade de infecção (COSTA; VIEIRA, 1984).

A figura 1 representa o ciclo desses nematoides gastrintestinais nos pequenos ruminantes.

FIGURA 1: Ciclo de vida genérico de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes



Fonte: Adaptado de Whittier, Zajaz e Umberger (2009).

Os animais eliminam ovos que, se dividem para formar de 16 a 32 células. O embrião que se forma no interior do ovo é a larva de primeiro estágio, a L₁. A larva eclode do ovo e se alimenta de bactérias presentes no ambiente. Após o período de crescimento, de oito a quinze dias, ocorre a primeira ecdise, processo de muda de cutícula. Após esta muda a larva L₁ se transforma em larva de segundo estágio (L₂), que é muito parecida com a primeira, porém maior. A L₂ também se alimenta de bactérias, cresce e sofre ecdise, passando ao terceiro estágio (L₃), que constitui a larva infectante. A cutícula da L₂, no

entanto, é mantida como bainha em torno da L₃, de modo que esta não pode se alimentar. Então a larva passa a usar como alimento as reservas acumuladas pela L₂, nas células que revestem o intestino. As larvas L₁ e L₂ não podem infectar um novo hospedeiro, e caso venham a ser deglutidas, são digeridas no trato alimentar. A larva infectante, em geral, é ingerida com a pastagem. Se isso não ocorre, são mortas pelo calor, raios solares, frio e outros fatores climáticos. Depois de ter sido ingerida por um novo hospedeiro, a L₃ emerge da bainha e inicia a sua vida parasitária (LAPAGE, 1956). A L₃ invade as células da mucosa onde sofre outra muda para se tornar a larva de quarto estágio (L₄). Posteriormente, ocorre uma nova muda originando a larva de quinto estágio (L₅), que continua a crescer, sem sofrer nova ecdise dando origem a helmintos adultos, macho ou fêmea (LAPAGE, 1956).

1.2 EPIDEMIOLOGIA DAS INFECÇÕES POR NEMATOIDES INTESTINAIS

O regime de manejo imposto aos animais e os manejos alimentar, da nutrição e da promoção da saúde aliados às condições climáticas da região onde a exploração de caprinos e ovinos é conduzida exercem grande influência na prevalência das enfermidades parasitárias. No Nordeste do Brasil, dentre os parasitos de importância econômica, *Haemonchus contortus* merece destaque por ser responsável por elevada mortalidade, principalmente no transcórreo do periparto, no período de amamentação e na fase de recria (COSTA; VIEIRA, 1984). Elevada contagem de ovos por grama de fezes (OPG) em crias caprinas e ovinas pode ser encontrada ainda no período de amamentação, o que leva à necessidade de implementar medidas efetivas de controle da verminose durante a fase de recria. Caso as medidas não sejam eficazes, poderão causar sérios prejuízos aos caprinocultores e ovinocultores devido à redução no ganho de peso com o consequente atraso no desenvolvimento corporal dos animais e a mortalidade elevada (VIEIRA, 2005; AMARANTE, 2008).

O periparto é o período no qual as matrizes caprinas e ovinas se tornam mais suscetíveis às infecções por nematoides do trato gastrintestinal, possibilitando o aumento no número de ovos eliminados nas fezes, e, conseqüentemente, a contaminação da pastagem. Ainda no período, ocorre o

aumento na fecundidade dos vermes adultos e o estabelecimento de novas larvas infectantes e estes fatores contribuem para o aumento na carga parasitária de helmintos adultos no hospedeiro (SOUZA, 2014; VIEIRA; CAVALCANTE; XIMENES, 1999).

O clima subtropical, apesar de ser favorável à exploração em pastagens, favorece o desenvolvimento de diversas espécies de parasitos. Esta condição é responsável por grande parte das perdas em produtividade e por morte de animais, em particular dos jovens, em explorações de caprinos e ovinos (MOLENTO, 2008). Enquanto, no semiárido, durante a época seca, o desenvolvimento de alguns parasitos como os nematoides, nas pastagens, é forte e negativamente afetado. Em geral, não se observa transmissão durante essa época, muito embora os parasitos possam continuar sobrevivendo no trato gastrointestinal dos animais (CHARLES, 1989; SOUZA et al., 2013). Evidencie-se que pesquisas desenvolvidas em unidades experimentais no Nordeste, inclusive no Rio Grande do Norte, comprovam que o parasitismo causado por helmintos gastrintestinais ocorre no decorrer de todo o ano. Em contrapartida, outros estudos mostram que o parasitismo ocorre de meados da época chuvosa ao início da época seca já que nos demais meses desta as condições de umidade necessárias para o desenvolvimento das larvas infectantes deixam de existir (PINHEIRO, 2011; SOUZA et al., 2013).

Charles (1989), em estudo sobre prevalência de nematoides gastrintestinais em caprinos, no estado de Pernambuco, identificou diversas espécies: *Haemonchus contortus*, *Strongyloides papillosus*, *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Oesophagostomum colubianum*, *Trichuris ovis*, *Skrajabinema ovis*. No Rio Grande do Norte, Souza et al. (2013), observaram, em ovinos traçadores mestiços da raça Santa Inês, as seguintes espécies de nematoides: *H. contortus*, *T. colubriformis*, *Cooperia pectinata*, *Cooperia punctata*, *Trichuris* sp., *O. columbianum* e *Skrajabinema ovis*. Ressalte-se que, Costa e Vieira (1984) já haviam indicado que as espécies *H. contortus*, *T. colubriformis*, *S. papillosus* e *O. columbianum* são nematoides de grande importância econômica para a exploração de caprinos e ovinos na região Nordeste, por apresentarem maiores prevalência e intensidade de infecção e serem responsáveis por porcentagens altas de mortalidade. Animais

com helmintoses do trato gastrintestinal apresentam variações consideráveis no quadro clínico, o que está correlacionado com o parasito prevalente, a idade do animal e também o estado de nutrição. Em geral, sinais clínicos como debilidade, perda de peso, diarreia que podem ser persistentes ou não e anemia são condizentes com helmintoses gastrintestinal (BOMFIM; LOPES, 1994).

1.3 COMPORTAMENTO DOS ANIMAIS FRENTE ÀS INFECÇÕES POR NEMATÓIDES

As parasitoses que acometem os pequenos ruminantes domésticos podem acarretar grandes prejuízos ao produtor, em particular, quando todos os animais do mesmo rebanho apresentam algum grau de infecção. Entretanto, apenas um grupo de animais mais suscetíveis pode conter níveis indesejáveis de infecção e levar a perdas econômicas significativas. Os demais podem apresentar algum grau de parasitismo sem apresentar sintomas, sendo conhecidos como resilientes ou ainda apresentarem um parasitismo nulo, sendo conhecidos como resistentes. Isso significa que é possível conseguir a redução dos custos e a melhoria da rentabilidade da exploração fazendo-se o tratamento seletivo (MOLENTO, 2008). O método FAMACHA é uma das estratégias de tratamento seletivo, utiliza um cartão guia que favorece a identificação de animais suscetíveis e/ou resistentes principalmente ao *H. contortus*. Por meio dele é possível avaliar a coloração da mucosa ocular do hospedeiro. A principal característica deste método é a identificação de animais resistentes e resilientes no rebanho, sendo possível a seleção daqueles que não necessitam receber tratamento antiparasitário (MOLENTO et al., 2004).

Segundo Hoste, Torres-Acosta e Aguilar Caballero (2007) caprinos e ovinos podem ser parasitados pelas mesmas espécies de nematóides, porém, a infecção parasitária atinge esses hospedeiros de maneira distinta, podendo variar conforme características imunológicas, fisiológicas e comportamentais. Em condições de pastoreio, em pastagens, os caprinos são mais facilmente infectados do que os ovinos. Isso pode estar relacionado com o fato de que

estes possuem menor habilidade para desenvolver resposta imune contra os nematoides.

1.4 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE

Na unidade produtiva, possivelmente a técnica mais usada para o diagnóstico de parasitos gastrintestinais é o exame de amostras fecais. As técnicas de contagem de ovos nas fezes são consideradas simples, de fácil execução. Porém, é importante salientar que a técnica de OPG não é suficiente para a identificação dos gêneros de parasitos. Vários protocolos são usados: flutuação simples, McMaster, flotação de Wisconsin, FECPAK® e FLOTAC®. Quando há necessidade de tomada de decisão no que se refere a tratamento, técnicas como McMaster, FECPAK® ou Wisconsin, são satisfatórias. A contagem de ovos nas fezes é necessária, além do diagnóstico, para se verificar a eficácia do tratamento e para se registrar a resistência aos anti-helmínticos (DEMELER; SCHEIN; SAMSON-HIMMELSTJERNA, 2012).

Dentre as estratégias mais usadas para o controle às helmintoses está o tratamento com anti-helmínticos. Entretanto, a aquisição destes gera altos custos aos produtores, além de poder induzir resistência aos parasitos, caso não sejam administrados adequadamente (AMARANTE, 2008; COSTA; VIEIRA, 1984). O desenvolvimento da resistência anti-helmíntica aliado à necessidade da redução da poluição ambiental e à produção de alimentos mais saudáveis e com menos resíduos, constituem grandes desafios. Diante disto, diversos estudos têm sido realizados com foco no desenvolvimento de estratégias alternativas de controle para se reduzir o uso de quimioterápicos. O controle biológico, o uso de fitoterápicos e a homeopatia fazem parte das opções descritas (WALLER, 2003; THAMSBORG et al., 1999; WALLER; THAMSBORG, 2004).

Estudos epidemiológicos de nematoides gastrintestinais feitos na zona semiárida nordestina deram suporte à recomendação para o uso do controle estratégico como a principal alternativa a ser adotada. Esta consiste em tratar os animais quando as condições climáticas não são favoráveis à sobrevivência

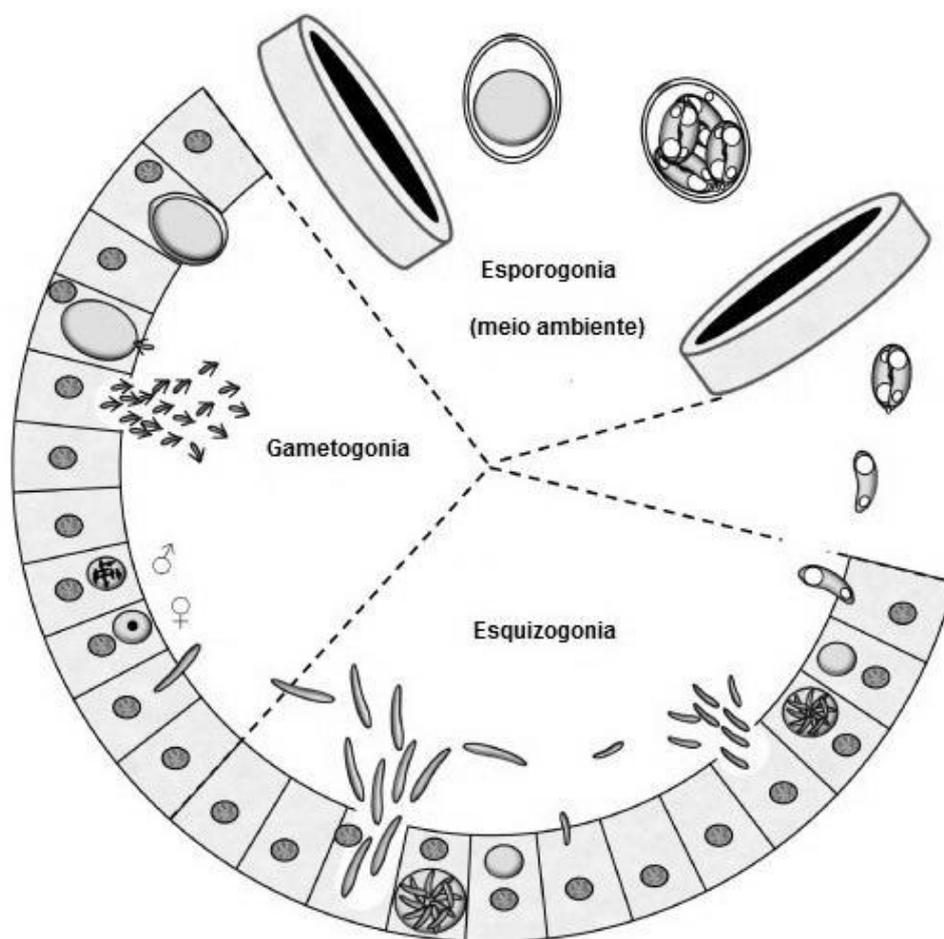
dos estágios de vida livre no ambiente e ao seu desenvolvimento. Assim, a aplicação dos vermífugos deve ser feita quatro vezes por ano: no início, no meio e no final da época seca e no meado da época chuvosa. A vermifugação estratégica é uma medida preventiva de controle de verminose, considerando que a medicação na época seca, deve controlar os parasitos que se mantêm vivos no interior dos hospedeiros, o único local de sobrevivência dos nematoides nessa época do ano. Este procedimento reduz a contaminação da pastagem pelas larvas infectantes reduzindo a transmissão dos nematoides gastrintestinais na época chuvosa. A vermifugação no meado da época chuvosa destina-se a evitar a ocorrência de possíveis surtos de parasitismo clínico e de mortalidade (VIEIRA; CAVALCANTE; XIMENES, 1997).

Alves (2005) sugere que o manejo da promoção da saúde dos animais, ao invés de ações curativas, deve ter como prioridade a prevenção das enfermidades e a segurança e qualidade dos produtos derivados da exploração. A reflexão sobre a importância da saúde animal tem levado países a adotarem medidas sanitárias com o objetivo de garantir a segurança e a qualidade dos alimentos, a proteção à vida e à saúde humana visando o bem estar social.

1.5 ASPECTOS DA BIOLOGIA DE *Eimeria*

Os membros pertencentes ao gênero *Eimeria*, salvo exceções, são considerados monoxenos, pois o ciclo se completa em um único hospedeiro, e estenoxeno por apresentar uma alta especificidade ao hospedeiro. Os ciclos de vida de *Eimeria* spp são geralmente muito similares. Na figura 2 encontra-se representado o ciclo dos eimeriídeos.

FIGURA 2: Ciclo de vida de eimerídeos



Fonte: Adaptado de Blake e Tomley, 2014.

Oocistos não esporulados podem ser eliminados nas fezes e tornarem-se esporulados quando expostos a condições aeróbicas. Quando esporulados, os oocistos possuem quatro esporocistos, cada um contendo dois esporozoítos. Após ingestão do oocisto, os esporozoítos emergem do esporocisto e penetram nas células epiteliais do intestino tornando-se esquizontes. Por meio da reprodução assexuada, muitos núcleos se formam em cada esquizonte, e um merozoíto se forma em cada núcleo. Duas, três ou mais gerações assexuadas podem resultar quando merozoítos de uma geração anterior invadem novas células hospedeiras e formam um esquizonte. Alguns merozoítos ao invadirem novas células hospedeiras, iniciam a fase sexuada do ciclo denominada de gametogonia; muitos tornam-se macrogametas, células femininas, e outros tornam-se microgametas, células masculinas. Os

macrogametas fertilizados formam oocistos, estes saem da célula hospedeira, penetram no lúmen intestinal e são, posteriormente, eliminados nas fezes(FAYER, 1980).

1.6 EPIDEMIOLOGIA DA EIMERIOSE

Segundo Lima (2004), a *Eimeria* apresenta distribuição cosmopolita e afeta ruminantes expostos aos mais diversos sistemas de produção. Estudos feitos no Brasil apontam que os coccídeos estão largamente distribuídos, em pequenos ruminantes, de faixa etária distinta (SILVA, 2012). Em algumas explorações de ovinos, são observadas elevadas contagens de oocistos (OoPG) em cordeiros mesmo antes da desmama, ou seja, em animais com menos de dois meses de idade (SILVA et al., 2011).

No Nordeste, estas pesquisas tiveram início a partir da década de 1980, quando foram realizados levantamentos sobre as espécies do gênero *Eimeria* (VIEIRA; CAVALCANTE; XIMENES, 1999). O fato da eimeriose geralmente ocorrer concomitantemente com outras enfermidades gastrintestinais, pode contribuir fortemente para a baixa produtividade dos rebanhos (BOMFIM; LOPES, 1994; SOUZA, 2014). Suspeita-se de eimeriose quando se observa problemas digestivos em animais jovens criados em condições higiênicas deficientes. Em pequenos ruminantes, mortalidade súbita no período de desmame também é sugestiva de eimeriose (CHARTIER e PARAUD, 2012).

A porcentagem de infecção por *Eimeria* varia de acordo com as condições ambientais, o manejo e o estado imunológico do animal. Assim, caprinos jovens, submetidos ao confinamento apresentam maior risco de adquirir esses parasitos. Os caprinos podem ser parasitados por diferentes espécies de *Eimeria*, mas, a maioria delas pode não provocar doença clínica, nem perdas econômicas consideráveis (CAVALCANTE et al., 2012).

1.7 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE

O diagnóstico da eimeriose é, geralmente, baseado na contagem de oocistos nas fezes. Porém, é interessante relacionar esse dado com outros fatores, tais como idade, número de afetados, mortalidade e sinais clínicos apresentados pelos animais (DE WALL, 2012).

Nenhuma droga é capaz de controlar a eimeriose depois que os sinais clínicos da doença já tenham aparecido, isto porque já houve destruição de tecidos e os fármacos não são capazes de regenerá-los. Além disso, geralmente, os coccidiostáticos atuam apenas nas fases precoces de multiplicação dos parasitos, não atuando nas formas sexuadas, que são as mais patogênicas. O tratamento preventivo, dos animais mais suscetíveis, isto é, jovens, iniciado logo após a exposição das crias caprinas e ovinas às formas infectantes, é mais eficaz que o tratamento curativo. Este consiste na administração de coccidiostáticos incorporados na água, no leite ou na mistura concentrada e deve ser administrado, principalmente, para caprinos explorados para produção de leite e ovinos cujo acabamento seja feito em regime de confinamento (VIEIRA, 2005).

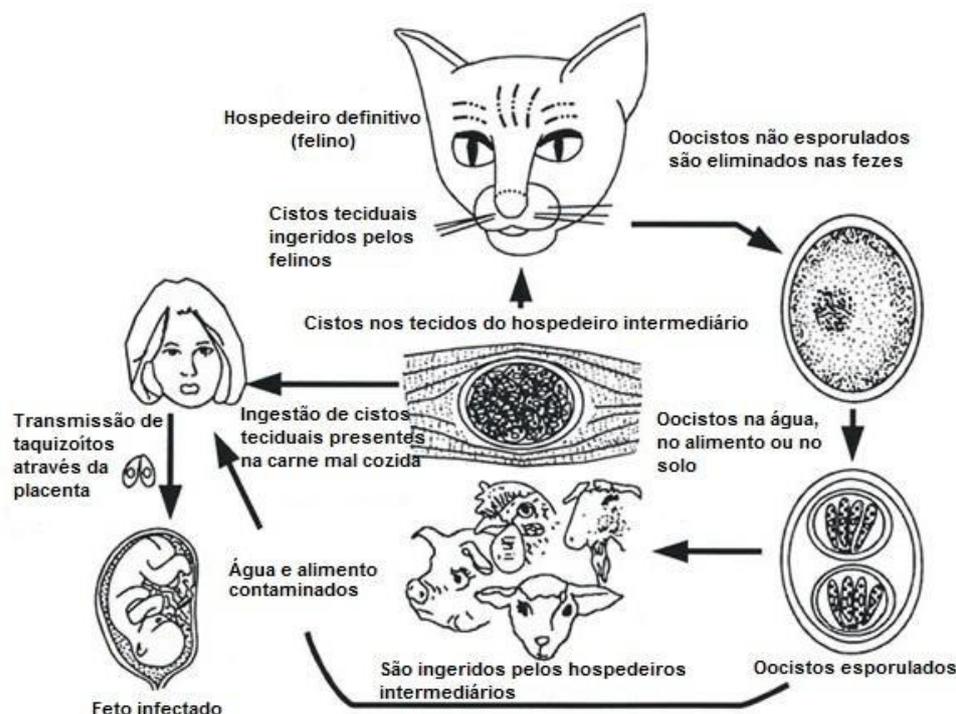
É importante manter o controle das condições de higiene, reduzir fatores estressantes para os animais, oferecer nutrição adequada e fazer uso de fármacos anticoccídios (FOREYT, 1990). Medidas de higiene são essenciais para prevenir o desenvolvimento da forma clínica da eimeriose. Assim, deve-se manter o ambiente limpo e seco, promover melhoria dos currais, bebedouros e da alimentação, bem como controlar a densidade de animais considerando-se a área destinada à criação destes. A limpeza e desinfecção dos locais de criação devem ser feitas sempre que possível. Outro fator que deve ser considerado é a exploração dos animais por faixa etária, pois mantê-los juntos é condição favorável à eimeriose clínica (CATCHPOLE et al., 1993).

1.8 ASPECTOS DA BIOLOGIA DE *Toxoplasma gondii*

T. gondii apresenta um ciclo de vida bastante complexo. Existem três formas infectantes do parasito: taquizoíto, bradizoíto e esporozoíto (DUBEY, 2007; GILOT-FROMONT et al., 2012; MONTOYA; LIESENFELD, 2004). O

taquizoíto é o estágio de rápida multiplicação no interior de vários tipos celulares, no caso do hospedeiro intermediário; e nas células epiteliais do intestino quando se trata do hospedeiro definitivo. O termo bradizoíto é usado para designar o estágio no qual o parasito se multiplica lentamente no interior do cisto tecidual. O oocisto é o estágio de resistência do parasito fora do hospedeiro, no qual estão contidos os esporozoítos (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998; DUMETRE; DARDE 2003). A figura 3 mostra o ciclo biológico do *Toxoplasma gondii*.

FIGURA 3: Ciclo de vida do *Toxoplasma gondii*



Fonte: Adaptado de Dubey, 2007.

O parasito *T. gondii* apresenta o ciclo biológico heteroxeno facultativo podendo envolver tanto hospedeiros intermediários; animais homeotermos de diversas espécies, quanto hospedeiros definitivos, os felídeos, sobretudo o gato doméstico (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998). O ciclo é caracterizado por duas fases: uma assexuada e outra sexuada. Ambas são observadas nas células epiteliais do intestino. Registre-se que, apenas a fase assexuada pode

ocorrer nos hospedeiros intermediários (FAYER, 1981). Nesta fase, o hospedeiro ingere água e alimentos contaminados com oocistos contendo esporozoítos; cistos contendo bradizoítos (DUBEY, 1996); ou taquizoítos presentes no leite (RIEMANN et al., 1975). Estes são menos resistentes e podem sofrer ação do suco gástrico, porém caso consigam adentrar na mucosa oral ou serem inalados, apresentam a mesma evolução que as outras formas do parasito.

Ao atingirem a luz do trato gastrintestinal e atravessarem a mucosa, os esporozoítos, bradizoítos ou taquizoítos multiplicam-se rapidamente no interior das células na forma de taquizoítos. Estes invadem vários tipos celulares e formam o vacúolo parasitóforo. No interior deste, sofrem divisão por endodiogenia. O processo dá origem a novos taquizoítos, os quais promoverão a lise da célula infectada e invadirão novas células. Na fase inicial da doença os taquizoítos disseminam-se no organismo por meio da linfa e do sangue, caracterizada como proliferativa, representando a fase aguda da infecção. O quadro pode ser polissintomático, dependendo da cepa do parasito, da suscetibilidade do hospedeiro e do número de formas infectantes ingeridas. Devido à resposta imune do hospedeiro ocorre a redução do parasitismo, com desaparecimento dos parasitos extracelulares do sangue, da linfa e dos órgãos viscerais. Pode ocorrer a formação de cistos, o que diminui os sintomas e caracteriza a fase crônica da infecção, a qual pode permanecer por longo período e ser, raramente, agudizada (NEVES et al., 2011; DUBEY, 2007).

O ciclo sexuado ocorre nas células epiteliais do intestino delgado do gato e outros felídeos (DUBEY, 2007). O parasito apresenta uma fase sexuada e outra assexuada. O ciclo enteroepitelial no gato resulta na formação de oocistos. Esporozoítos, bradizoítos ou taquizoítos penetram no epitélio intestinal, multiplicam-se por endodiogenia e originam vários merozoítos. Estes são formados no interior dos vacúolos parasitóforos, rompem a célula infectada e penetram em outras células epiteliais, onde darão origem as formas sexuadas masculinas e femininas, na fase sexuada do ciclo enteroepitelial. Essas formas sofrem maturação e originam microgametas e macrogametas que ao se fecundarem formam o zigoto. Neste ocorre a formação de uma parede externa dupla e evolui para oocisto ainda no epitélio. O oocisto imaturo,

liberado após o rompimento da célula epitelial, é eliminado junto com as fezes do gato. No meio ambiente, o oocisto sofre maturação em cerca de quatro dias, por meio do processo chamado esporogonia, e produz em seu interior dois esporozoítos. Quando maduro, se ingerido por algum animal suscetível, o oocisto se torna infectante. Este pode se manter viável no ambiente por até 18 meses, desde que existam condições adequadas de temperatura e umidade (FAYER, 1981; NEVES et al., 2011; DUBEY, 2007; 2009).

1.9 EPIDEMIOLOGIA DA TOXOPLASMOSE

A toxoplasmose é uma doença infecciosa, causada pelo protozoário intracelular obrigatório *T. gondii* que afeta, além do homem, diversas outras espécies de animais (DUBEY; MILLER; FRENKEL, 1970; DUBEY, 2007). Ressalte-se que o gato doméstico desempenha um papel importante na epidemiologia da toxoplasmose visto que atua como hospedeiro definitivo do *T. gondii* (GILOT-FROMONT et al., 2012).

T. gondii é um dos parasitos mais bem sucedidos. Em humanos, a infecção pós-natal pode ocorrer através da ingestão de cistos presentes nos tecidos de carnes mal cozidas, esta pode ser a principal origem da infecção; por ingestão acidental de oocistos presentes em alimentos, bebidas ou no meio ambiente (COOK et al., 2000). Os oocistos de *T. gondii* são eliminados nas fezes dos felídeos, principalmente os gatos domésticos.

A toxoplasmose é uma importante zoonose (TEMER et al., 2000). Ovinos e caprinos são altamente suscetíveis a infecções por *T. gondii* e podem desempenhar papel importante na transmissão da toxoplasmose para os seres humanos. Nesses animais, a toxoplasmose é uma doença relacionada com problemas reprodutivos, pois, é responsável por causar grandes prejuízos à sua exploração. E, de forma indireta, para a saúde pública (SILVA et al., 2013). A toxoplasmose em ovinos e caprinos é conhecida pelos produtores e por veterinários por ser a causa dessas perdas econômicas, principalmente, por sua relação com casos de abortamento, morte fetal ou nascimento de animais fracos e debilitados (BISPO et al., 2011).

1.10 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E ESTRATÉGIAS DE CONTROLE

O diagnóstico da enfermidade pode ser realizado por meio de técnicas sorológicas como Hemaglutinação Indireta, ELISA, Imunofluorescência Indireta (FIGUEIREDO et al., 2001). Além de técnicas sorológicas, nos animais podem ser feita pesquisa de cistos em tecido muscular por histopatologia (SILVA et al., 2013) e de oocistos nas fezes de felídeos pela técnica de Sheather (NAVARRO et al., 1998).

É importante lavar bem as mãos e utensílios após a manipulação de carne crua para prevenir a ingestão de formas infectantes, assim como lavá-las após contato com fezes de gato ou com a terra, que pode estar contaminada com oocistos. Evitar o consumo de leite de cabra não pasteurizado também é uma recomendação que deve ser considerada. Realizar a limpeza diária das caixas de areia dos felinos para evitar contato com oocistos esporulados. O destino adequado das fezes desses animais é a incineração. Deve-se evitar alimentar gatos com carcaças de animais, pois estas podem servir como fonte de infecção, além de fazer o controle da população felina (HILL e DUBEY, 2002).

Existe grande interesse econômico na imunização dos animais de produção. Esses estudos estão sendo desenvolvidos a fim de se reduzir os danos fetais e o número de cistos teciduais nos animais de produção. Outros estudos se dedicam em pesquisar vacinas para prevenir, em felídeos, a eliminação de oocistos e conseqüente contaminação ambiental e dos animais de produção para diminuir o número de cistos teciduais e impedir a infecção transplacentária minimizando as perdas econômicas na indústria animal (DUBEY, 1996; FREIRE et al. 2003).

1.11 OBJETIVO GERAL

Mapear as endoparasitoses que acometem os rebanhos de pequenos ruminantes domésticos em municípios de seis microrregiões do Estado do Rio

Grande do Norte: Natal, Macaíba, Litoral Sul, Angicos, Vale do Açu e Borborema Potiguar.

1.11.1 Objetivos específicos

Identificar os fatores de risco relacionados às infecções parasitárias em pequenos ruminantes.

Determinar a intensidade das infecções por parasitos do trato gastrointestinal.

Identificar os gêneros de nematoides prevalentes.

Verificar a resiliência dos animais com base no volume globular.

Determinar a prevalência da infecção por *T. gondii*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

A área de estudo compreende sete municípios do Rio Grande do Norte, pertencentes a seis microrregiões. São eles: Parnamirim, microrregião Natal; Macaíba, microrregião Macaíba; Arez, microrregião Litoral Sul; Pedro Avelino, microrregião Angicos; Pendências e Alto do Rodrigues, microrregião Vale do Açu e Tangará, microrregião Borborema Potiguar (apêndices 1 e 2). As informações geográficas e climáticas tais como, latitude, longitude e altitude, tipo de clima, precipitação anual, época chuvosa, temperaturas máxima, média e mínima, umidade relativa média anual e insolação dos municípios abrangidos na pesquisa encontram-se no apêndice 2.

Para a realização deste estudo foram feitas dez colheitas no período de outubro de 2012 a julho de 2014. As colheitas foram realizadas em três rebanhos pertencentes a instituições públicas: a Estação Experimental Rommel Mesquita de Faria, em Parnamirim; a Estação Experimental Terras Secas, em Pedro Avelino, ambas da Empresa de Pesquisa Agropecuária do Rio Grande

do Norte (EMPARN) e a Unidade Acadêmica Especializada em Ciências Agrárias da UFRN, em Macaíba, e em rebanhos de cinco propriedades privadas: Fazenda Cajazeiras, Fazenda Tangará, Fazenda Pendências, Fazenda Alto do Rodrigues e Fazenda Umbuzeiro nos municípios de Macaíba, Tangará, Pendências, Alto do Rodrigues e Arez, nessa ordem (apêndice 1). As propriedades estão identificadas como P1, P2, P3, P4, P5, P6, P7 e P8, respectivamente. Nos municípios de Arez, Macaíba e Parnamirim foram colhidas amostras de sangue e fezes de ovinos; em Pendências e Alto do Rodrigues amostras de sangue e fezes de caprinos e em Pedro Avelino e Tangará foram feitas colheitas das amostras em caprinos e ovinos.

2.2 APLICAÇÃO DE QUESTIONÁRIOS

Questionários epidemiológicos foram aplicados com os produtores, responsáveis ou tratadores das instituições públicas e das fazendas privadas, a fim de se caracterizar o ambiente nos quais os animais eram mantidos. Devido a problemas operacionais, o questionário não pôde ser aplicado em P8. Como esse instrumento era muito abrangente, optou-se por contemplar parte das questões para compor o trabalho (apêndice 3). O termo densidade citado no apêndice foi usado em referência ao número de animais por hectare.

2.3 COLHEITAS E PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS BIOLÓGICAS

O estudo foi realizado com 450 pequenos ruminantes domésticos dos quais 198 caprinos e 252 ovinos. Foram feitas colheitas de amostras biológicas de sangue e fezes de animais dos rebanhos os quais eram constituídos por machos e fêmeas de diversas faixas etárias. O número de animais amostrados em cada unidade produtiva foi definido de acordo com a disponibilidade de cada unidade produtiva. Os exames parasitológicos e a determinação do volume globular foram conduzidos no laboratório de Helmintologia –

LabHelminto e os testes sorológicos foram feitos em parceria com o laboratório de malária e toxoplasmose - LabMAT, ambos pertencentes ao Centro de Biociências, da Universidade Federal do Rio Grande do Norte.

2.3.1. Determinação da carga parasitária por nematoides do trato gastrointestinal

O material fecal foi colhido, com o auxílio de cânulas de silicone, diretamente da ampola retal. As amostras foram acondicionadas em caixas térmicas, contendo gelo durante o trajeto para o laboratório, tendo sido mantidas nessa condição até serem processadas, no mesmo dia, após a chegada do material ao LabHelminto.

Com a finalidade de determinar a carga parasitária dos hospedeiros, de nematoides do trato gastrointestinal e de *Eimeria*, foram realizadas as técnicas de contagem de ovos e oocistos por grama de fezes (OPG e OoPG), respectivamente, de acordo com a técnica de Gordon e Whitlock (1939), modificada por Ueno e Gonçalves (1988).

Durante o processamento foram pesados dois (2) g de fezes, que foram triturados, e feita a tamização com 58 mL de solução saturada de sacarose, densidade específica (DE) de 1200. Em seguida foi feita a homogeneização da suspensão fecal. Com o auxílio de uma pipeta de Pasteur retirou-se uma alíquota da suspensão para o preenchimento da câmara de McMaster. Após dois minutos de repouso do material na câmara, realizou-se a contagem de ovos e oocistos existentes nas duas células de contagem da câmara, em microscópio óptico, no aumento de 100 vezes. Para o cálculo da contagem de OPG efetuou-se a soma do número de ovos nos dois compartimentos da câmara de McMaster e multiplicou-se o resultado por 100. O mesmo cálculo foi feito para a contagem de OoPG. O valor obtido correspondia à contagem de ovos ou oocistos por grama de fezes.

2.3.2. Determinação dos gêneros de nematoides gastrintestinais

Foi realizada a recuperação de larvas infectantes conforme a técnica descrita por Roberts e O'Sullivan (1950) para posterior identificação dos gêneros de helmintos, usando-se a técnica de Ueno e Gonçalves (1988). Para a recuperação das larvas foi feita a coprocultura de cada amostra, seguindo-se as etapas: Pesou-se quatro (4) g de fezes que foram trituradas e umedecidas em recipiente de vidro contendo a identificação do animal. Posteriormente, fez-se a homogeneização das fezes com auxílio de esferas de isopor. As bordas dos recipientes foram higienizadas; e a abertura de cada um deles foi fechada com plástico filme. Para garantir a umectação e a oxigenação do material biológico foram feitas pequenas perfurações no plástico filme. Os recipientes de cultivo foram levados à estufa a temperatura de 32 °C, por sete dias. As culturas foram borrifadas com água destilada, diariamente.

Decorridos os sete dias, as larvas foram recuperadas. Para isso preenchia-se os recipientes de cultivo com água até o limite da borda. Com uma placa de Petri tampava-se os recipientes os quais eram invertidos bruscamente. Na sequência, adicionava-se entre cinco (5) e 10 mL de água em cada placa. Após três ou quatro horas, transferia-se o conteúdo existente nas placas para tubos de ensaio. Estes eram mantidos em geladeira por três horas. Passado esse tempo, descartava-se o sobrenadante e as lâminas eram preparadas com o auxílio de uma pipeta de Pasteur. O material contido nos tubos era colhido, colocado sobre a lâmina e corado com lugol. Era feita a contagem de 100 larvas. Quando o número de larvas era inferior a este valor, todo o material era examinado, e as larvas contadas e identificadas em nível de gênero (Ueno e Gonçalves, 1988).

2.3.3 Determinação do volume globular

Para avaliar o impacto dos parasitos sobre a saúde dos animais mensurou-se o volume globular de 198 caprinos e 252 ovinos. Amostras de sangue foram colhidas em tubos a vácuo contendo o anticoagulante EDTA, por venopunção da jugular. Após a colheita, o sangue foi armazenado em caixa térmica com gelo até o processamento, no mesmo dia, ao chegar ao

laboratório. O volume globular foi determinado pela técnica de microhematócrito, que consiste em estabelecer o volume de eritrócitos em relação ao volume de plasma (CARVALHO,1999). Preencheu-se com sangue tubos capilares de 1 x 75 mm até dois terços de seu volume e fez-se a selagem da extremidade vazia dos tubos com massa selante ou por aquecimento em chama. Estes foram dispostos na centrífuga para microhematócrito com a extremidade selada voltada para fora. Programou-se a centrifugação por cinco minutos com rotação de 11.500 rpm e, em seguida, fez-se a interpretação com base na escala padrão. A leitura do volume globular foi expressa em porcentagem.

Para a interpretação do volume globular, cada tubo capilar foi colocado sobre a escala de forma que a extremidade inferior da coluna de eritrócitos coincidia com a linha zero da escala, desconsiderando-se a massa selante. Cada tubo foi deslocado paralelamente às linhas verticais para coincidir o menisco superior do plasma com a linha 100. Em seguida fez-se a leitura da coluna de eritrócitos excluindo-se a camada de leucócitos e plaquetas.

2.3.4 Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA) para detecção de anticorpos IgG anti – *T. gondii*.

Para a realização do teste ELISA foram usados os soros obtidos das amostras de sangue dos ovinos, colhidas em tubos a vácuo sem anticoagulante, por venopunção da jugular. Foram analisadas 251 amostras, pois ocorreu hemólise em uma delas. As amostras foram centrifugadas por dez minutos com rotação de 3.200rpm. O teste ELISA foi executado segundo Clementino, Souza e Andrade-Neto (2007) com adaptações. Para sua realização usou-se placas de poliestireno com 96 poços de fundo chato. Cada placa foi sensibilizada com 100 µL de suspensão de antígenos *T. gondii* na concentração de 2,84 µg de proteína/mL diluído em coating buffer, pH 9,60 e, posteriormente, incubada por dezoito horas a 4°C, envolvida em papel alumínio. No dia seguinte, o sobrenadante foi desprezado e a placa lavada quatro vezes com solução tampão (phosphate buffered saline -

PBS) contendo TWEEN[®] 20 – 0,05% (PBS-T). Após a secagem da placa por inversão sobre papel absorvente, foi realizado o bloqueio dos sítios inespecíficos. Para isso foram pipetados 200 µL de solução de bloqueio (leite em pó MOLICO[®] 2,00%) em cada poço. A placa foi incubada em estufa a 37 °C, por 60 minutos. Após este período, a solução de bloqueio foi desprezada, a placa foi novamente lavada por quatro vezes e foi feita a secagem. Os soros dos animais foram diluídos em PBS, pH 7,40, na diluição de 1:400 e pipetados 200 µL por poço da placa. Esta foi incubada em estufa a 37 °C, por 60 minutos. Os soros foram ensaiados em duplicata. Decorridos 60 minutos de incubação, foram feitas quatro lavagens com PBS-T. Em seguida, adicionou-se em cada poço da placa 100 µL de conjugado anti-IgG de ovinos marcado com peroxidase diluído a 1:10000 em PBS, em seguida, a placa foi incubada por 60 minutos a 37 °C. Após este período, o conjugado foi desprezado e a placa foi lavada cinco vezes com PBS-T.

A reação foi revelada adicionando-se em cada poço 100 µL do substrato que consistiu em três (3) µg de o-phenilendiamino (OPD), SIGMA, em 15 mL de solução de ácido cítrico e três (3) µL de H₂O₂. Após 20 minutos a reação foi parada com 30 µL de H₂SO₄, na diluição de 1:20 e a leitura realizada em espectrofotômetro, Bio Rad modelo 3550, em comprimento de onda de 490 nm. Foram usados como controles brancos, poços de cada placa em número de dois, com antígeno, conjugado e substrato, sem soro. O ponto de corte para o teste ELISA foi calculado a partir da média de absorbância dos controles negativos para *T. gondii*, mais três vezes o desvio padrão destes.

2.3.5 Análise estatística dos dados

A análise estatística para as variáveis discretas foi feita por regressão de Poisson e para as variáveis contínuas por regressão binomial, sendo utilizado o Programa R, versão 3.1.2. Para ambos os casos admitindo-se nível de significância menor que 0,05.

3 RESULTADOS

3.1 DADOS EPIDEMIOLÓGICOS DAS UNIDADES PRODUTIVAS

Os resultados encontram-se sistematizados no apêndice 3. A densidade de animais por hectare variou de 0,04 em P3 e 3,3 em P5. A ivermectina foi o anti-helmíntico mais usado (85,71%). Apenas P2 e P3 recebiam visita frequente de médico veterinário. Três dos sete entrevistados afirmaram conhecer a técnica de contagem de OPG e dois disseram já tê-la usado para diagnóstico das parasitoses em seus rebanhos.

Foi encontrada diferença estatística significativa ($p \leq 0,000$) para os valores de OPG e OoPG com relação à presença ou não do médico veterinário.

3.2. CARGA PARASITÁRIA DE NEMATÓIDES DO TRATO GASTROINTESTINAL E *Eimeria*

Das amostras dos ovinos 50,83% apresentaram positividade para ovos de helminto e 48,04% mostraram-se positivos para oocistos de *Eimeria*. Com relação às amostras dos caprinos, 72,18% foram positivas para ovos de helmintos e 96,99% para oocistos de *Eimeria* (Tabelas 1 e 2).

TABELA 1: Médias e prevalências de ovos e oocistos recuperados em rebanhos ovinos

Ovinos	P1	P2	P3	P4	P5	P8
OPG						
Média	280,95	61,40	447,05	217,14	155,17	465,00
Prevalência (%)	66,66	40,36	41,17	42,85	65,51	65,00
Máximo – Mínimo	1800,00 – 0,00	300,00 – 0,00	4500,00 – 0,00	1600,00 – 0,00	700,00 – 0,00	2200,00 – 0,00
Nº de amostras positivas	14,00	23,00	7,00	15,00	19,00	13,00
OoPG						
Média	366,66	12,28	135,29	57,14	465,51	115,00
Prevalência (%)	76,19	22,80	52,94	37,14	93,10	40,00
Máximo – Mínimo	1400,00 – 0,00	100,00 – 0,00	600,00 – 0,00	300,00 – 0,00	2300,00 – 0,00	900,00 – 0,00
Nº de amostras positivas	16,00	13,00	9,00	13,00	27,00	8,00
Total de amostras examinadas	21,00	57,00	17,00	35,00	29,00	20,00

TABELA 2: Médias e prevalências de ovos e oocistos recuperados dos rebanhos caprinos

Caprinos	P2	P5	P6	P7
OPG				
Média	358,62	1210,25	604,16	129,26
Prevalência (%)	79,31	84,61	91,66	43,90
Máximo – Mínimo	2000,00 – 0,00	4600,00 – 0,00	1800,00 – 0,00	1100,00 – 0,00
Nº de amostras positivas	23,00	33,00	22,00	18,00
OoPG				
Média	720,68	2961,53	2345,83	743,90
Prevalência (%)	89,65	97,43	100,00	100,00
Máximo – Mínimo	2300,00 – 0,00	11000,00 – 0,00	11800,00 – 100,00	5900,00 – 100,00
Nº de amostras positivas	26,00	38,00	24,00	41,00
Total de amostras examinadas	29,00	39,00	24,00	41,00

As médias de contagem de OPG dos rebanhos ovinos variaram de 61,40 em P2 a 465,00 em P8. Já as médias de contagem de OoPG apresentaram variação entre 12,28 em P2 e 465,51 em P5. Nos rebanhos caprinos a variação das médias observada para OPG foi de 129,26 em P7 e 1.210,25 em P5 enquanto que, para OoPG a variação ficou entre 720,68 em P2 e 2.961,53 em P5 (Tabelas 1 e 2). Apesar da elevada média de contagem de OPG em P3, 85,70% dos animais apresentaram níveis de infecção classificados como leve, isto é, com OPG abaixo de 1000. Já em P8 foi observado que 15,40% dos animais apresentaram OPG acima de 2000, ou seja, níveis de infecção considerados maciços (Tabela 3).

TABELA 3 : Níveis de infecção por nematoides dos rebanhos ovinos

Infecção/Propriedade (%)	P1	P2	P3	P4	P5	P8
Leve (<1000)	87,70	100,00	85,70	80,00	100,00	61,53
Moderada (1000 - 2000)	14,30	0,00	14,30	20,00	0,00	23,07
Maciça (>2000)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	15,40
Nº de amostras positivas	14,00	23,00	7,00	15,00	19,00	13,00

Foi encontrada diferença estatística significativa ($p \leq 0,000$) entre as microrregiões tanto com relação aos rebanhos caprinos quanto para os rebanhos ovinos.

Nos caprinos o gênero *Haemonchus* também apresentou a maior prevalência 80,42% porém seguido do gênero *Strongyloides* 33,33%. No rebanho caprino de P5 foram observados níveis de infecção leve, moderado e pesado, este correspondendo a 27,27% dos animais (Tabela 4).

TABELA 4 : Níveis de infecção por nematoides dos rebanhos caprinos

Infecção/Propriedade (%)	P2	P5	P6	P7
Leve (<1000)	91,30	39,40	68,20	94,45
Moderada (1000 - 2000)	4,35	33,33	31,80	5,55
Maciça (>2000)	4,35	27,27	00,00	0,00
Nº de amostras positivas	23,00	33,00	22,00	18,00

3.3 GÊNEROS DE NEMATÓIDES GASTRINTESTINAIS

Do total das larvas recuperadas nas coproculturas das amostras de ovinos e caprinos foram identificados os seguintes gêneros de helmintos: *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Strongyloides* e *Oesophagostomum* (Tabelas 5 e 6). Nos ovinos o gênero *Haemonchus* apresentou prevalência de 49,87%, *Trichostrongylus* de 33,10%, *Strongyloides* de 29,90% e *Oesophagostomum* 19,4%. Analisando-se individualmente as propriedades com ovinos, apenas em P1 o *Haemonchus* não foi o mais prevalente com relação aos demais gêneros (Tabela 5).

TABELA 5: Larvas de nematoides obtidas das coproculturas nos rebanhos ovinos

Ovinos	P1	P2	P3	P4	P5	P8
<i>Haemonchus</i>						
Média	6,27	4,03	24,30	10,35	1,25	13,40
Prevalência	9,09	50,94	69,23	38,70	50,00	80,00
Nº de amostras positivas	1,00	27,00	9,00	12,00	6,00	12,00
<i>Trichostrongylus</i>						
Média	9,00	1,11	2,30	1,32	0,00	4,80
Prevalência	72,72	24,52	23,07	29,03	0,00	66,66
Nº de animais	8,00	13,00	3,00	9,00	0,00	10,00
<i>Strongyloides</i>						
Média	19,54	0,37	25,23	2,77	0,00	7,90
Prevalência	81,81	9,43	61,53	19,35	0,00	66,66
Nº de amostras positivas	9,00	5,00	8,00	6,00	0,00	10,00
<i>Oesophagostomum</i>						
Média	1,45	1,47	10,61	0,00	0,00	0,33
Prevalência	18,18	32,07	46,15	0,00	0,00	20,00
Nº de amostras positivas	2,00	17,00	6,00	0,00	0,00	3,00
Total de amostras examinadas	11,00	53,00	13,00	31,00	12,00	15,00

TABELA 6: Larvas de nematoides obtidas das coproculturas dos rebanhos caprinos

Caprinos	P2	P5	P6	P7
<i>Haemonchus</i>				
Média	0,93	51,19	1,00	1,11
Prevalência	46,66	85,71	100,00	55,55
Nº de amostras positivas	7,00	18,00	2,00	5,00
<i>Trichostrongylus</i>				
Média	1,06	3,09	0,00	0,00
Prevalência	33,33	38,09	0,00	0,00
Nº de animais	5,00	8,00	0,00	0,00
<i>Strongyloides</i>				
Média	0,80	0,00	0,00	20,22
Prevalência	20,00	0,00	0,00	100,00
Nº de amostras positivas	3,00	0,00	0,00	9,00
<i>Oesophagostomum</i>				
Média	0,13	0,28	0,00	0,00
Prevalência	13,33	4,76	0,00	0,00
Nº de amostras positivas	2,00	1,00	0,00	0,00
Total de amostras examinadas	15,00	21,00	2,00	9,00

3.4 MENSURAÇÃO DO VOLUME GLOBULAR

A média do hematócrito nos ovinos variou de 22,91 em P5 a 33,25 em P1. P5 foi a propriedade com maior número de animais, 92,98%, com hematócrito abaixo dos valores de referência (Tabela 7). Nos rebanhos caprinos a variação da média do hematócrito foi de 22,62 em P5 a 28,25 em P7. Aqui, também P5 foi a unidade produtiva com o maior número de animais, 39,62%, apresentando hematócrito com valores abaixo daqueles de referência (Tabela 8).

Foi encontrada diferença estatística significativa ($p \leq 0,000$) na relação entre *Haemonchus* e hematócrito tanto para ovinos quanto para caprinos.

TABELA 7: Média do volume globular (%) e porcentagem de ovinos com valores abaixo da referência*

Ovinos	P1	P2	P3	P4	P5	P8
Média	33,25	32,07	28,63	31,57	22,91	27,78
Animais com hematócrito baixo %	2,08	8,77	31,81	5,71	92,98	39,39
Máximo - mínimo	40,00 – 22,00	43,00 – 22,00	35,00 – 15,00	34,00 – 17,00	29,00 – 15,00	35,00 – 13,00
OPG, média	280,95	61,40	447,05	217,14	155,17	465,00
<i>Haemonchus</i> , média	6,27	4,03	24,30	10,35	1,25	13,40
Total de amostras examinadas	48,00	57,00	22,00	35,00	57,00	33,00

* VG, % 27 a 45 (LOPES; BIONDO, 2007)

TABELA 8: Média do volume globular e porcentagem de caprinos com valores abaixo da referência*

Caprinos	P2	P5	P6	P7
Média	26,75	22,62	25,95	28,25
Animais com hematócrito baixo %	12,19	39,62	6,81	3,33
Máximo - mínimo	34,00 – 20,00	30,00 – 17,00	35,00 – 17,00	35,00 – 17,00
OPG, média	358,62	1210,25	604,16	129,26
<i>Haemonchus</i> , média	0,93	51,19	1,00	1,11
Total de amostras examinadas	41,00	53,00	44,00	60,00

* VG, % 22 a 38 (LOPES; BIONDO, 2007)

3.5 TESTE ELISA

Em todas as propriedades foi observada elevada prevalência de animais positivos para IgG de *T. gondii*. As maiores prevalências foram registradas em P1, 100,00% de positividade; em P4, 94,11% e em P3, 90,00% (Tabela 9).

TABELA 9: Porcentagem de ovinos positivos para IgG contra *T. gondii* pelo ensaio imunoenzimático (ELISA)

Ovinos	P1	P2	P3	P4	P5	P8
Nº de amostras de positivas	45,00	38,00	18,00	32,00	39,00	28,00
Prevalência total (%)	100,00	63,33	90,00	94,11	66,10	84,84
Nº de machos positivos	1,00	2,00	0,00	0,00	2,00	1,00
Prevalência (%)	2,22	3,33	0,00	0,00	3,38	3,03
Nº de fêmeas positivas	44,00	2,00	0,00	0,00	2,00	1,00
Prevalência (%)	97,78	3,33	0,00	0,00	3,38	3,03
Total de amostras examinadas	45,00	60,00	20,00	34,00	59,00	33,00

4 DISCUSSÃO

É possível observar que 83,33% das fazendas recebe pouca assistência médico-veterinária. Porém, as fazendas P2 e P3, ambas de administração pública, têm a presença do profissional mais frequentemente. Isso, em parte, pode ser justificado pelo fato de que estas são instituições destinadas ao desenvolvimento de pesquisas. Em P2, o melhor controle parasitário pode estar relacionado com o acompanhamento do rebanho feito por veterinário e, também, com as condições climáticas do local, que são típicas de semiárido. O fato de nesta propriedade, a coleta ter sido realizada fora da época chuvosa pode ter influenciado no desenvolvimento dos parasitos e justificar a menor carga parasitária nos animais. Em consonância com o que foi informado pelo entrevistado, em P3 as médias elevadas de OPG e OoPG (Tabela 1) não são condizentes com a assistência diária prestada por médico veterinário. Porém, entende-se que os resultados dos exames parasitológicos refletem as más condições do manejo da promoção da saúde as quais os animais estavam submetidos.

Coelho et al. (2011) realizaram trabalho de pesquisa em três assentamentos rurais, no estado de Pernambuco, nos quais foram aplicados

questionários para traçar o perfil das explorações. Foi constatado que a maioria das propriedades não recebia assistência técnica e a limpeza semanal dos currais só ocorria em 13,00% dos criatórios. Os autores, também concluíram que os problemas diagnosticados eram decorrentes, principalmente, do não uso de práticas de manejo adequadas.

O uso da ivermectina foi constatado em todas as propriedades, apesar de não ter sido possível obter essa informação em P4. Também, apesar dos tratadores afirmarem fazer uso desse medicamento, em todas as propriedades havia animais positivos para helmintos. Por se tratar de um anti-helmíntico de amplo espectro é importante considerar que a possibilidade do surgimento de resistência ao princípio ativo é preocupante. Por outro lado, a situação chama a atenção para se buscar alternativas menos agressivas ao meio ambiente e, por conseguinte mais sustentáveis para controle dos nematoides (WALLER, 2003).

Santos, Ahid e Suassuna (2006), no Rio Grande do Norte, descrevem que embora em 88,37% das propriedades se aplicar vermífugos para controle de endoparasitos, apenas em 13,96% delas, em algum momento, o exame de fezes foi feito. Evidenciou-se que a ivermectina era o fármaco usado em 86,04% das propriedades. Melo et al. (2003), no Ceará, registraram a ocorrência de resistência a alguns anti-helmínticos, dentre eles a ivermectina, observando que a prevalência de nematoides resistentes a esta foi de 37,50% e 59,00%, em caprinos e ovinos, respectivamente.

A contagem de ovos por grama de fezes é um exame laboratorial de fácil execução e baixo custo, adequado para a quantificação de ovos de nematoides e de oocistos de *Eimeria*. Estas informações devem ser consideradas no sentido de se buscar a sensibilização dos produtores para que o tratamento anti-helmíntico seja precedido do exame de fezes. Caso contrário e mediante o uso indiscriminado e, às vezes, em doses inadequadas, pode-se estar contribuindo para o surgimento e seleção de cepas resistentes. Este fato, afeta fortemente a produção e a produtividade dos caprinos e ovinos pode atingir, negativamente, as cadeias produtivas dos seus produtos e derivados. Ressalte-se que 57,14% dos entrevistados se quer ouviu falar em OPG daí, presume-se que, possivelmente, o desconhecimento da técnica e de sua importância sejam os responsáveis pelo seu não uso.

Os caprinos apresentaram maior prevalência das infecções por helmintos e por *Eimeria* do que os ovinos. Ainda, os caprinos também apresentaram maior carga parasitária para ambos os parasitos. Quadros et al. (2010), na Bahia, ao trabalharem com caprinos e ovinos, registraram OPG mais elevada nos caprinos. E, Feitosa et al. (2009), no Ceará, descrevem maior número de oocistos de *Eimeria* em caprinos em comparação aos ovinos. Andrews (2013) sugeriu que as mais intensas infecções parasitárias em caprinos podem estar relacionadas com o fato deles desenvolverem resposta imunológica e resistência a essas infecções mais lentamente, o que os torna mais suscetíveis às infecções.

A propriedade P2 está situada na zona semiárida do Nordeste, com a época chuvosa de curta duração, condição desfavorável ao desenvolvimento dos parasitos. Enquanto, em P8 afora o rebanho não receber orientação técnica regularmente, localiza-se próximo ao litoral e, por conseguinte a época chuvosa tem de média a longa duração. Esta condição é favorável ao desenvolvimento dos parasitos, o que contribui, positivamente, para que os animais sejam mais vulneráveis às infecções parasitárias.

Em P5 a elevada média do OoPG não surpreendeu pois, na propriedade a densidade animal era também elevada e os animais não recebiam assistência médico veterinária satisfatória. Sem explicação palpável, a média da OPG dos ovinos estava baixa. A menor média de contagem de OPG bem como a menor prevalência em P7, possivelmente deve-se ao manejo adequado dos animais e das fezes, a presença regular de um técnico e ao fato das condições climáticas serem desfavoráveis ao desenvolvimento dos parasitos. Em P3, 85,70% dos animais apresentavam nível de infecção classificado como leve, isto é, OPG abaixo de 1000. Mas, em P8 foi observado que 15,40% dos ovinos apresentavam OPG acima de 2000, ou seja, nível de infecção considerado maciço (Tabela 3).

A convivência positiva com as parasitoses gastrintestinais exige investimento em assistência técnica qualificada, permanente e comprometida; na melhoria do bem estar dos animais e nos manejos: alimentar, da nutrição e da promoção da saúde. Esses aspectos são suportados pela gestão técnica da unidade produtiva.

Todas as propriedades com ovinos apresentaram animais positivos para *T. gondii* com elevada prevalência. Pereira et al (2012), estudando os fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em caprinos e ovinos, no estado de Pernambuco, também registraram a presença de animais reagentes para *T. gondii* em todas as propriedades. Os resultados do ELISA no presente estudo são superiores aos 29,41% de positividade descritos por Clementino, Souza e Andrade-Neto (2007), em pesquisa realizada em ovinos, no estado do Rio Grande do Norte. Klun et al. (2006), ao trabalharem com ovinos em várias regiões da Sérvia registram soroprevalência para *T. gondii* da ordem de 84,50%. Mor e Aslan (2007), também em pesquisa realizada em ovinos, na província de Kars, na Turquia, encontraram soroprevalência para *T. gondii* da ordem de 95,7%.

A toxoplasmose pode impactar seriamente a produção animal devido à possibilidade de causar abortamento (UNZAGA et al., 2014; BUXTON, 1998). Mas, outro aspecto que merece atenção é o risco de infecção para os seres humanos ao consumirem carne de animais infectados que contenha cistos com bradizoítos. Ressalte-se que os impactos econômico e social causados por surtos de doenças emergentes e re-emergentes como a toxoplasmose e a saúde dos animais passaram a chamar a atenção das autoridades mundiais. Pois, a não observância a esses aspectos afeta diretamente o agronegócio e a sociedade humana, possivelmente, em todo o mundo (ALVES, 2005).

5 CONCLUSÕES

Os caprinos mostraram maior vulnerabilidade e mais baixa resiliência diante às infecções, independente de microrregião.

O gênero *Haemonchus* foi o helminto mais prevalente em todas as propriedades e o parasito *T. gondii* esteve presente em todas as unidades produtivas.

REFERÊNCIAS

ALVES, F. S. F.; PINHEIRO, R. R. A importância da saúde no agronegócio da caprino-ovinocultura. In: SEMINÁRIO NORDESTINO DE PECUÁRIA, 9., 2005, Fortaleza. **Resumos dos trabalhos apresentados...** Fortaleza: Federação da Agricultura e Pecuária do Estado do Ceará, 2005. v. 5, p. 10-22.

AMARANTE, A.T. Fatores que afetam a resistência dos ovinos à verminose. In: **ALTERNATIVAS de controle da verminose em pequenos ruminantes**. Nova Odessa: Instituto de Zootecnia, 2008. p. 15 -19.

ANDREWS, A.H. Some aspects of coccidiosis in sheep and goats. **Small Ruminant Research**, [S.l.],v. 110, p. 93-94, 2013.

ARAÚJO FILHO, J. A. et al. Pastoreio misto em caatinga manipulada no sertão cearense. **Revista Científica de Produção Animal**, [S.l.], v. 4, n.1-2, p. 9-21, 2002.

BLAKE, D. P.; TOMLEY F. M. Securing poultry production from the ever-present *Eimeria* challenge. **Trends in Parasitology**, [S.l.], v. 30, n. 1, p. 12-19, 2014.

BISPO, M. et al.Frequência de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* em propriedades de criação de caprinos e ovinos no estado de Pernambuco. **Ciência Animal Brasileira**, [S.l.], v. 1, 2 n. 2, p. 291-297, 2011.

BOMFIM, T. C. B.; LOPES, C. W. G. Levantamento de parasitos gastrintestinais em caprinos da Região Serrana do estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira deParasitologia Veterinária**, [S.l.], v. 3, n. 2, p. 119-124, 1994.

BUXTON, D. Protozoan infections (*Toxoplasma gondii*, *Neosporacanium* and *Sarcocystis* spp.) in sheep and goats: recent advances. **Veterinary Research**, [S.l.], v. 29, p. 289-310, 1998.

CARVALHO, W. F. **Técnicas Médicas de Hematologia e Imuno-hematologia**. 6.ed. Belo Horizonte: Coopmed Editora, 1999. 340 p.

CATCHPOLE, J.; NORTON C.C.; GREGORY, M.W. Immunisation of lambs against coccidiosis. **Veterinary Record**. [S.l.], v.132. p. 56-59, January, 1993.

CAVALCANTE, A. R. C. et al. *Eimeria* species in dairy goats in Brazil. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 183, p. 356-358, 2012.

CHARLES, T. P. Seasonal prevalence of gastrointestinal nematodes of goats in Pernambuco State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 30, p. 335-343, 1989.

CHARTIER, C.; PARAUD, C. Coccidiosis due to *Eimeria* in sheep and goats, a review. **Small Ruminant Research**. [S.l.], v. 103, p.84-92, 2012.

CLEMENTINO, M. M., SOUZA, M. F., ANDRADE-NETO, V. F. Seroprevalence and *Toxoplasma gondii*-IgG avidity in sheep from Lajes, Brazil. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v.146, p. 199-203, 2007.

COELHO, A. et al. Aspectos sanitários de rebanhos caprinos e ovinos criados em assentamentos no município de Petrolina-PE. **Revista Semiárido De Visu**, [S.l.], v.1, n.1, p. 32-40, 2011.

COOK, A. J. C. et al. Sources of *Toxoplasma* infection in pregnant women: European multicentre case-control study. **British Medical Journal**, v. 321, p. 142-147, 2000. Disponível em: <<http://www.bmj.com/content/bmj/321/7254/142.full.pdf>>. Acesso em: 14 fev. 2014.

COSTA, C. A. F.; VIEIRA, L. S. **Controle de nematódeos gastrintestinais de caprinos e ovinos do estado do Ceará**. Sobral: EMBRAPA-CNPC, 1984. 6 p. (EMBRAPA.CNPC. Comunicado Técnico, 13).

DEMELER, J.; SCHEIN, E; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Advances in laboratory diagnosis of parasitic infections of sheep. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 189, n. 1, p. 52-64, 2012.

DE WAAL, T. Advances in diagnosis of protozoan diseases. **Veterinary Parasitology**. [S.l.], v. 189. p. 65-74, 2012.

DUBEY, J.P. Toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 205, p. 410-415, 1994.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; SPEER, C. A. Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. **Clinical Microbiology Reviews**, [S.l.], v. 11, p. 267-299, 1998.

DUBEY, J. P.; MILLER, N. L.; FRENKEL, J. K. The *Toxoplasma gondii* oocyst from cat feces. **The Journal of Experimental Medicine**, [S.l.], v. 132, p. 636-662, 1970.

DUBEY, J. P. Strategies to reduce transmission of *Toxoplasma gondii* to animals and humans. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 64, p. 65-70, 1996.

DUBEY, J. P. The history and life cycle of *Toxoplasma gondii*. In: WEISS, L. M.; KIM, K. ***Toxoplasma gondii*. The model apicomplexan: perspectives and methods**. New York: Academic Press, 2007. p. 1-17.

DUBEY, J. P. History of the discovery of the life cycle of *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, [S.l.], v. 39, p. 877-882, 2009.

DUMETRE, A.; DARDE, M. L. How to detect *Toxoplasma gondii* oocysts in environmental samples? **FEMS Microbiology Reviews**, [S.l.], v. 27, p. 651-661, 2003.

FAYER, R., Epidemiology of protozoan infections: the coccidia. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 6, p. 75-103, 1980.

FAYER, R. Toxoplasmosis update and public health implications. **The Canadian Veterinary Journal**, [S.l.], v. 22, n. 11, p. 344-352, nov., 1981.

FEITOSA et al. Estimativa do número de oocistos de eimeria em ovinos e caprinos do cariri cearense. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, [S.l.], v. 3, p. 7-13, 2009.

FIGUEIREDO, J. F. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* Infection in Goats by the Indirect Haemagglutination, Immunofluorescence and Immunoenzymatic Tests in the Region of Uberlândia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. [S.l.], v. 96. p. 687-692, july. 2001.

FOREYT, W.J. Coccidiosis and cryptosporidiosis in sheep and goats. **Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice**. [S.l.], v.6. p. 655-670, November. 1990.

FREIRE, R.L. et al. Vaccination of pigs with *Toxoplasma gondii* antigens incorporated in immunostimulating complexes (iscoms). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 55, n. 4, aug. 2003.

GILLOT-FROMONT, E. et al. The life cycle of *Toxoplasma gondii* in the natural environment. In: DJAKOVIĆ, O. D. (Ed.). **Toxoplasmosis - Recent Advances**. Publisher: InTech, 2012. p. 3-36. Disponível em: <<http://www.intechopen.com/books/toxoplasmosis-recent-advances/the-life-cycle-of-toxoplasma-gondii-in-the-natural-environment>>. Acesso em: 13 fev. 2015.

GORDON, H. McL.; WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of Council for Scientific and Industrial Research of Australia**, Australia, v. 12, n. 1, p. 50-52, 1939.

GOULART, D. F.; FAVERO, L. A. A cadeia produtiva da ovinocaprinocultura nas regiões central e oeste do Rio Grande do Norte: estrutura, gargalos e vantagens competitivas. **Revista de Agronegócios e Meio Ambiente**, [S.l.], v. 4, n.1, p. 21-36, jan./abr., 2011.

HOLANDA-JÚNIOR, E. V.; MARTINS, E. C. Análise da produção e do mercado de produtos caprinos e ovinos: o caso do território do Sertão do Pajeú em Pernambuco. 2007. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SISTEMAS DE PRODUÇÃO, 7., 2007, Fortaleza, **Anais...**Fortaleza: EMBRAPA Agorindústria Tropical, 2007, 15 f. 1 CD-ROM.

HILL, D.; DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. **Clinical Microbiology and Infection**. [S.l.], v.8, Issue 10, p. 634-640, October. 2002.

HOSTE, H.; TORRES-ACOSTA, J.F.J.; AGUILAR CABALLERO, A. J. Nutrition-parasite interactions in goats: Is immunoregulation involved in the control of gastrointestinal nematodes? **Parasite Immunology**, [S.l.], v. 30, p. 79-88, 2007.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produção Pecuária Municipal 2012**, [S.l.], v. 40, p.1-71, 2012. Disponível em: <ftp://ftp.ibge.gov.br/Producao_Pecuaria/Producao_da_Pecuaria_Municipal/2012/comentarios.pdf>. Acesso em: 15 fev. 2015

KLUN I. et al. Cross-sectional survey on *Toxoplasma gondii* infection in cattle, sheep and pigs in Serbia: Seroprevalence and risk factors. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v. 30, p. 121-131. 2006.

LAPAGE, G. **Veterinary Parasitology**. Great Britain: Oliver and Boyd LTDA, 1956. 964 p.

LIMA, J. D. Coccidiose dos ruminantes domésticos. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, Ouro Preto, v. 13, p. 9-13, 2004. Suplemento 1.

LOPES, S. T. A.; BIONDO, A. W.; SANTOS, A. P. **Manual de Patologia Clínica Veterinária**. 3. ed. Santa Maria: UFSM, 2007. 107 p.

MELO, A. C. F. L. et al . Nematódeos resistentes a anti-helmíntico em rebanhos de ovinos e caprinos do estado do Ceará, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 2, abr. 2003 .

MOLENTO, M. B. Método Famacha Tratamento seletivo no controle do *Haemonchus contortus* In: **ALTERNATIVAS de controle da verminose em pequenos ruminantes**. Nova Odessa: Instituto de Zootecnia, 2008. p. 25 -32.

MOLENTO, M.B. et al. Método Famacha como parâmetro clínico individual de infecção por *Haemonchus contortus* em pequenos ruminantes. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.34, n.4, jul-ago. 2004

MONTOYA, J. G.; LIESENFELD, O. Toxoplasmosis. **The Lancet**, [S.l.], v. 363, p. 1965-1976, 2004.

MOR, N. ARSLAN, M. Kars yöresindeki koyunlarda *Toxoplasma gondii*'nin seroprevalansı. **Kafkas Üniv Vet Fak Derg.** [S.l.], v.13. p.165-70,2007.

MOREIRA, J. N.; GUIMARÃES-FILHO, C., Sistemas tradicionais para a produção de caprinos e ovinos. In: VOLTOLINI, T. V. (Ed.). **Produção de caprinos e ovinos no semiárido**. Petrolina: EMBRAPA Semiárido, 2011. p. 49-68.

NAVARRO et al. Comportamento imunológico e antigênico de cinco amostras de *Toxoplasma gondii* inoculadas em gatos. **Ciência Rural**. [S.l.], v. 28. p. 453-459, 1998.

NEVES, D. P. et al. **Parasitologia Humana**. 12. ed. Rio de Janeiro: Atheneu, 2011. 546 p.

PEREIRA, M. F. et al. Fatores de risco associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos e caprinos no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, [S.l.], v. 32, n.2, p. 140-146, 2012.

PINHEIRO, L.G. **Monitoramento das infecções por nematoides intestinais e seu impacto em matrizes ovinas da raça Morada Nova**. 2011. 38 f. Monografia (Graduação) – Bacharelado em Ciências Biológicas, Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2011.

QUADROS, D. G. et al. Verminose em caprinos e ovinos mantidos em pastagens de *Panicum maximum* Jacq. no período chuvoso do ano. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 11, n. 4, p. 751-759, out./dez. 2010.

REINECKE, R. K. **Veterinary Helminthology**. Durban: Butterworths, 1989. 392 p.

RIEMANN, H.P. et al. Toxoplasmosis in an infant fed unpasteurized goat milk. **Journal of Pediatric**, [S.l.], v. 87, p. 1728-1732, 1975.

ROBERTS, F. H. S.; O'SULLIVAN, P. J. Methods for egg counts and larval cultures for strongylus infecting the gastro-intestinal tract of cattle. **Australian Journal of Agriculture Research**, Australia, v.1, n.1, p. 99-102, 1950.

SANTOS W. B.; AHID, S. M. M.; SUASSUNA, A. C. D. Aspectos epidemiológicos da caprinocultura e ovinocultura no município de Mossoró (RN). **A Hora Veterinária**,[S.l.], v. 26, n. 152, jul./ago. 2006.

SILVA, V. R. et al. Orientação sobre criação de caprinos e ovinos na região do Curimataú paraibano. **Revista Brasileira de Educação Agrícola Superior – ABEAS**, [S.l.], v. 21, n.2, jul./ dez., 2006.

SILVA, R. M. et al. Natural infection by *Eimeria* spp. In a cohort of lambs raised extensively in Northeast Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 20, n. 2, p. 134-139, 2011.

SILVA, A. K. M. **Estudo epidemiológico da infecção por *Eimeria* Schneider, 1875 em matrizes ovinas da raça Morada Nova na Estação Experimental de Terras Secas, município de Pedro Avelino, RN.** 2012. 50 f. Monografia (Graduação) – Bacharelado em Ciências Biológicas, Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2012.

SILVA, A.F. et al . Immunohistochemical identification of *Toxoplasma gondii* in tissues from Modified Agglutination Test positive sheep. **Veterinary Parasitology**, [S.l.], v.191, p. 347-352, 2013.

SOUZA, M. F. et al. Seasonal distribution of gastrointestinal nematode infections in sheep in a semiarid region, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, [S.l.], v. 22, n. 3, p. 351-359, 2013.

SOUZA, M. F. Parasitismo como elemento para reflexão sobre produção animal sustentável no semiárido nordestino. In: SEABRA, G. (Org.). **A Conferência da Terra: agricultura familiar, natureza e segurança alimentar.** Ituiutaba: Barlavento, 2014. 308 p. p. 95-112.

THAMSBORG,S. M. et al. Integrated and biological control in organic and conventional production systems. **Vet Parasitol**,[S.l.], v. 84, p. 169-186, 1999.

TENTER, A. M. et al. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans **International Journal for Parasitology**, [S.l.], v. 30, Issues 12-13, november 2000, pages 1217-1258

UENO H.; GONÇALVES P.C. **Manual para Diagnóstico das Helmintoses de Ruminantes**. 2. ed. Porto Alegre: UFRGS, 1988.166 p.

UNZAGA, J. M. et al. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in goat abortions from Argentina. **Parasitology International**, [S.l.],v. 63, p. 865-867, 2014.

VIEIRA, L. S et al. **Redução do número de ovos por grama de fezes (OPG) em caprinos medicados com anti-helmínticos**. Sobral : EMBRAPA, 1989. 18 p. (Boletim de pesquisa, 11).

VIEIRA, L. S.; CAVALCANTE, A. C. R.; XIMENES, L. J. F. **Epidemiologia e controle das principais parasitoses de caprinos nas regiões semi-áridas do Nordeste**. Sobral: Emprapa CNPCaprinos/MERIAL, 1997.(Circular Técnica).

VIEIRA, L. S.; CAVALCANTE, A. C. R.; XIMENES, L. J. F. Infection with *Eimeria* species in hair sheep reared in Sobral, Ceará State, Brazil. **Revue de Médecine Vétérinaire**,[S.l.] v.150, n.6, p.547-550, 1999.

VIEIRA, L. S. **Endoparasitoses gastrintestinais em caprinos e ovinos**. Documentos On line, 58 - EMBRAPA - CNPC. Sobral, CE, Dezembro, 2005. Disponível em: <<http://www.cnpc.embrapa.br/doc58.pdf>>. Acesso em: 13 fev. 2015.

WALLER, P. J. Global perspectives on nematode parasite control in ruminant livestock: the need to adopt alternatives to chemotherapy, with the special emphasis on biological control. **Animal Health Research Reviews**. [S.l.], v. 4, p. 35-43, 2003.

WALLER, P. J.; THAMSBORG, S. M. Nematode control in 'green' ruminant production systems. **Trends in Parasitology**, [S.l.], v. 20, n. 10, p. 493-497, 2004.

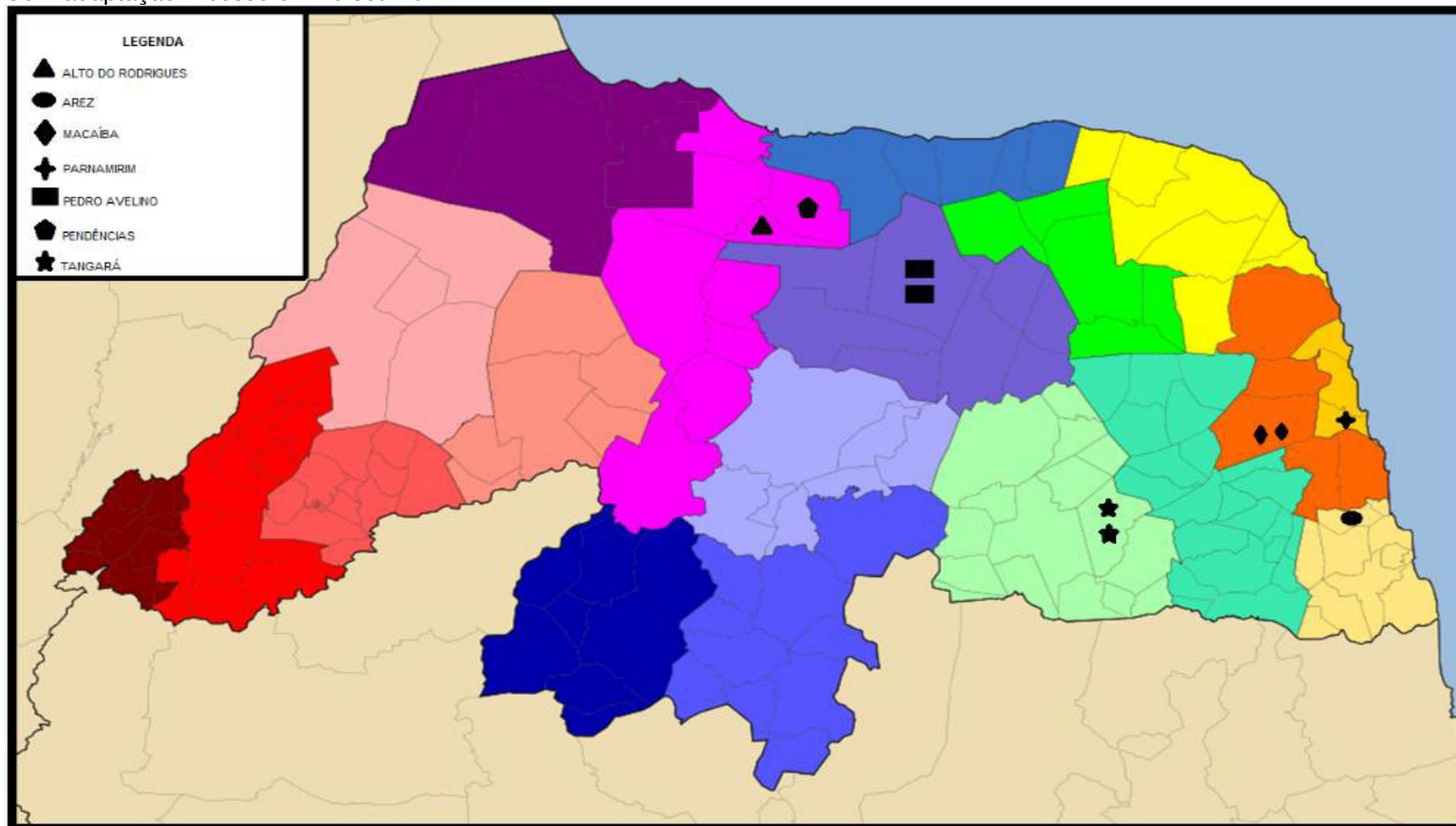
WHITTIER, W. D.; ZAJAC, A.; UMBERGER, S. H. Control of Internal Parasites in Sheep. **Virginia Cooperative Extension**. Virginia Tech. p. 1-8, 2009. Disponível em: <https://pubs.ext.vt.edu/410/410-027/410-027_pdf.pdf>. Acesso em: 13 fev. 2015.

APÊNDICES

APÊNDICE 1: Mapa da Estado do Rio Grande do Norte indicando os municípios nos quais foram feitas as coletas

Fonte: http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Microregi%C3%B5es_do_RN.png#mediaviewer/File:RioGrandedoNorte_Microregions.svg

Com adaptação. Acesso em 25 set. 2014.



APÊNDICE 2: Informações geográficas e climáticas dos municípios

Município	Informações geográficas	Tipo de clima	Precipitação anual normal	Época chuvosa	Temperatura	Umidade relativa média anual	Insoleção (h)
Alto do Rodrigues	Latitude: 5° 17' 18" Sul	Muito quente e semiárido	750.8 mm	março a abril	Máxima: 33 °C	69%	2.400
	Longitude: 36° 45' 44" Oeste				Média: 25 °C		
Arêz	Altitude da sede: 13 metros Latitude: 6° 11' 40" Sul	Tropical chuvoso	740.8 mm	março a agosto	Mínima: 21 °C Máxima: 30,0 °C	73%	2.700
	Longitude: 35° 09' 37" Oeste				Média: 26,3 °C		
Macaíba	Altitude da sede: 52 metros Latitude: 5° 51' 30" Sul	Tropical chuvoso	1.070,7 mm	março a julho	Mínima: 21,0 °C Máxima: 32,0 °C	76%	2.700
	Longitude: 35° 21' 14" Oeste				Média: 27,1 °C		
Pamamirim	Altitude da Sede: 11 metros Latitude: 5° 54' 56" Sul	Chuvoso com verão seco	1.514.4 mm	fevereiro a julho	Mínima: 21,0 °C Máxima: 32,0 °C	79%	2.700
	Longitude: 35° 15' 46" Oeste				Média: 27,1 °C		
Pendências	Altitude da sede: 53 metros	Muito quente e semiárido	63,4 mm	fevereiro a abril	Máxima: 32,0 °C	68%	2.400
	Latitude: 5° 15' 36" Sul				Média: 27,2 °C		
Pedro Avelino	Longitude: 36° 43' 20" Oeste	Muito quente e semiárido	605.8 mm	março a abril	Mínima: 21,0 °C Máxima: 32,0 °C	70%	2.400
	Altitude da sede: 16 metros				Média: 27,2 °C		
Tangará	Latitude: 5° 31' 18" Sul	Muito quente e semiárido	556.7 mm	março a abril	Máxima: 32,0 °C	72%	2.400
	Longitude: 36° 23' 17" Oeste				Média: 27,2 °C		
Tangará	Altitude da sede: 95 metros Latitude: 6° 11' 58" Sul	Muito quente e semiárido	556.7 mm	março a abril	Mínima: 21,0 °C Máxima: 32,0 °C	72%	2.400
	Longitude: 35° 48' 06" Oeste				Média: 25,6 °C		
Tangará	Altitude da sede: 186 metros	Muito quente e semiárido	556.7 mm	março a abril	Mínima: 21,0 °C	72%	2.400
	Longitude: 35° 48' 06" Oeste				Média: 25,6 °C		

Fonte: (BRASIL, 2005; IDEMA, 2008) PERFIL DO SEU MUNICÍPIO, DIAGNÓSTICO DO MUNICÍPIO

APÊNDICE 3 : Características das fazendas onde ocorreram as coletas

Microrregiões	Natal	Angicos	Macaíba	Macaíba	Borborema Potiguar	Vale do Açu	Vale do Açu
Propriedades	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7
Densidade (animais/ha)	0,8	0,4	0,04	SI	3,3	0,8	0,4
Tipo de Administração	Pública	Pública	Pública	Privada	Privada	Privada	Privada
Tratamento (princípio ativo)	Ivermectina	Ivermectina	Ivermectina	SI	Ivermectina Abamectina Doramectina	Ivermectina	Ivermectina
Assistência veterinária	Ocasionalmente	Semanalmente	Diariamente	SI	Ocasionalmente	Ocasionalmente	Ocasionalmente
Constituição do Rebanho	Ovino	Ovino e caprino	Ovino e caprino	Ovino	Ovino e caprino	Caprino	Caprino
Raça	Santa Inês	Morada Nova e Canindé	Mestiços de Santa Inês e de Saanen	Santa Inês	Somalis e Anglo nubiana	SPRD*	Boer
Já ouviu falar em OPG	Sim	Não	Sim	Não	Sim	Não	Não
Aplica OPG	Não	Não	Sim	Não	Sim	Não	Não
Presença de animais domésticos	Cão	Cão e gato	Cão e gato	Cão e gato	Cão e gato	Cão e gato	Cão e gato

1: EMPARN (Jiqui); P2: EMPARN (Terras Secas); P3: Unidade Especializada em Ciências Agrárias UFRN; P4: Fazenda Cajazeiras; P5: Fazenda Tangará; P6: Fazenda Pendências; P7: Fazenda Alto do Rodrigues. *Sem padrão racial definido

Questionário de caracterização da fazenda

Nome do proprietário/Responsável/Gerente: _____

E-mail: _____ Fone: _____

Localização

Município: _____

Região: _____

Mesorregião: _____

Microrregião: _____

Latitude: _____ Longitude: _____

Altitude: _____

Área total da fazenda (hectare) _____; Área disponível para criação _____

Vegetação

Nativa: _____

Cultivada: _____

Pastagem

Natural: _____

Cultivada: _____

Área Cultivada: _____

Leguminosas – área: _____

() Leucena () Outra(s): _____

Monocotiledôneas – área

() Milho

() Sorgo

() Capim – tipo(s)

Cetáceas - área: _____

() Palma

() Mandacaru

() Xique-xique

Modo de aproveitamento da vegetação nativa ou cultivada

() Volumoso – composição: _____

() Concentrado – composição: _____

() Silagem – composição: _____

Características sanitárias gerais

Abastecimento de água

Humano: _____

Animal: _____

Armazenamento de água

Esgotamento sanitário

Banheiros () Sim () Não ; caso sim, quantos? _____

Fossa () Sim () Não

Outras informações

Animais domésticos () Sim () Não

Caso sim, () Gato () Cachorro

Animais domésticos convivem com rebanho?

Sim () Não ()

Observações: _____

Livro de registro

Sim () Não ()

Caso sim,

O que é registrado no livro? _____

Frequência da assistência veterinária

() Mensalmente

() Anualmente

() Trimestralmente

() Ocasionalmente

() Semestralmente

() Nunca

Caso sim, em que situações ocorre mais solicitações da assistência veterinária

Conhece OPG? () Sim () Não

Caso sim, já aplicou no rebanho? () Sim () Não

Em animais ou grupo de animais foi realizado o OPG?

O REBANHO

Tipo de rebanho predominante

() Ovino () Caprino

Total de animais:

Matrizes nº: _____ Raça(s):

Reprodutores nº: _____ Raça(s):

Animais jovens: nº: _____ Raça(s):

Separação dos animais () Sim () Não

Qual o critério de divisão? _____

Divisão por faixa etária? () Sim () Não

Quais as faixas etárias? _____

() < 2 meses () 6 meses () 7-12 meses () > 12 meses

Densidade de animais por hectare:

Sistema de criação:

() Intensivo

() Semi-intensivo

() Extensivo em terras cultivadas

() Intensivo em pastagens cultivadas

() Extensivo em pastagens nativas

() Intensivos associados a agricultura

() Intensivos em confinamento

Objetivo de produção

() carne () Leite () Carne e leite () Pele () Derivados:

Subsistência familiar

3.5 Atividade da fazenda

Cria Recria

Manejo das pastagens

Aberto Rotacionado Outros

Vacinação

Raiva – Frequência: _____

Tétano – Frequência: _____

febre aftosa – Frequência: _____

Outra: _____

Esquema de vermifugação e coccidiostáticos (informar as substâncias)

Época seca: _____

Época chuvosa: _____

Princípio(s) ativo(s): _____

Dosificação com anti-helmínticos: _____

Todo o rebanho

Somente aqueles animais com sinais clínicos de verminose

10% do rebanho ou _____% do rebanho

Posologia do anti-helmíntico

Descrição: _____

Uso de coccidiostático: Sim Não

Caso sim, qual o princípio ativo?

Posologia do coccidiostático:

Juntamente com o sal mineral Outro:

Doenças mais comuns no rebanho

Verminose

- Raiva
- Ectima contagioso
- Clostridiose
- Pododermite necrótica (frieira ou podridão dos cascos)
- Febre aftosa
- Broncopneumonia
- linfadenite
- Intoxicações
- Ceratoconjuntivite
- Ectoparasitos (piolhos/ácaros Para caprinos, larva de mosca)
- Outros

MANEJO REPRODUTIVO

Tipo de monta

Monta natural: Sim Não

Monta controlada: Sim Não Induzido Sincronização do estro

Uso de biotecnologia: Sim Não Inseminação Transferência do embrião

Existe controle de montas? Sim Não

Frequência de monta (periodicidade): _____

Período de monta (em dia): _____:mese: _____

Proporção reprodutor/matriz (cobertura): _____

Possui rufião (macho vasectomizado)? Sim Não

Diagnóstico de gestação

- Aparelho de ultra-som
- Palpação
- Outro:

MATERNIDADE

Caracterização da área

Faz-se separação das matrizes prenhas do rebanho? () Sim () Não

Local:

() Curral () Piquetes individuais () Outros: _____

Área: _____

Bebedouro: () Sim () Não

Limpeza

() Boa – isento de material fecal e algas

() Média

() Ruim – grande quantidade de material fecal e algas

Frequência de limpeza

() Diária

() Quinzenal

() Semanal

() Outro: _____

() 2x na semana

Fonte de água

() Encanada

() Açude

() Poço

() Outro: _____

Tipo

() Cimento

() Madeira

() Plástico Ex: tipo cano de PVC adaptado

() Outro: _____

Área em torno do bebedouro:

() Cascalho

() Com vegetação ao redor

() Areia

() Outro: _____

() Cimentado

Acessibilidade

Boa

Difícil

Adaptação para filhotes: Sim Não

Comedouro: Sim Não

Limpeza

Boa – isento de material fetal e algas

Média

Ruim - grande quantidade de material fecal e algas

Frequência de limpeza:

Diária

Quinzenal

Semanal

Outro: _____

Tipo

Cimento

madeira

Plástico Ex: tipo cano de PVC adaptado

Outro: _____

Acessibilidade

Boa

Difícil

Alimentação privativa (creep feeding): Sim Não

Sombreamento

Bom

Regular

Ruim

Manejo das mães e filhotes

Na seca: _____

Na chuva: _____

Mães

Densidade (animal/metro ou hectare): _____

Nº de partos/fêmea/ano:_____

Prolificidade (Número de crias nascidas viáveis/matrizes paridas :_____

Parto:

() Monitorado – tratador/veterinário

() Não monitorado

Idade de início da fase reprodutiva:_____

Idade de descarte da matriz:_____